

Évaluation de l'exposition des thanatopracteurs aux bioaérosols et appréciation du risque sur leur santé

Geneviève Marchand
Loïc Wingert
Stéphane Hallé
Maximilien Debia

RAPPORTS
SCIENTIFIQUES

R-1110

NOS RECHERCHES travaillent pour vous !

Solidement implanté au Québec depuis 1980, l'Institut de recherche Robert-Sauvé en santé et en sécurité du travail (IRSST) est un organisme de recherche scientifique reconnu internationalement pour la qualité de ses travaux.

Mission

Contribuer, par la recherche, à la prévention des accidents du travail et des maladies professionnelles ainsi qu'à la réadaptation des travailleurs qui en sont victimes;

Assurer la diffusion des connaissances et jouer un rôle de référence scientifique et d'expertise;

Offrir les services de laboratoires et l'expertise nécessaires à l'action du réseau public de prévention en santé et en sécurité du travail.

Doté d'un conseil d'administration paritaire où siègent en nombre égal des représentants des employeurs et des travailleurs, l'IRSST est financé par la Commission des normes, de l'équité, de la santé et de la sécurité du travail.

Pour en savoir plus

Visitez notre site Web ! Vous y trouverez une information complète et à jour. De plus, toutes les publications éditées par l'IRSST peuvent être téléchargées gratuitement. www.irsst.qc.ca

Pour connaître l'actualité de la recherche menée ou financée par l'IRSST, abonnez-vous gratuitement :

- au magazine *Prévention au travail*, publié conjointement par l'Institut et la CNESST (preventionautravail.com)
- au bulletin électronique InfoIRSST

Dépôt légal

Bibliothèque et Archives nationales du Québec
2020
ISBN : 978-2-89797-134-2
ISSN : 0820-8395

IRSST - Direction des communications
et de la valorisation de la recherche
505, boul. De Maisonneuve Ouest
Montréal (Québec)
H3A 3C2
Téléphone : 514 288-1551
publications@irsst.qc.ca
www.irsst.qc.ca
© Institut de recherche Robert-Sauvé
en santé et en sécurité du travail
Octobre 2020

Évaluation de l'exposition des thanatopracteurs aux bioaérosols et appréciation du risque sur leur santé

Geneviève Marchand¹, Loïc Wingert¹,
Stéphane Hallé², Maximilien Debia³

¹ IRSST

² École de technologie supérieure

³ Université de Montréal

Collaborateurs

Yves Cloutier, Nancy Lacombe, Carol-Anne Villeveuve,
Marie Gardette, Yves Beaudet, Jihen Chebil, Julien Trépanier,
Caroline Couture, Luc Bhérer, Jacques Lavoie

RAPPORTS
SCIENTIFIQUES

R-1110



Avis de non-responsabilité

L'IRSST ne donne aucune garantie relative à l'exactitude, la fiabilité ou le caractère exhaustif de l'information contenue dans ce document.

En aucun cas l'IRSST ne saurait être tenu responsable pour tout dommage corporel, moral ou matériel résultant de l'utilisation de cette information.

Notez que les contenus des documents sont protégés par les législations canadiennes applicables en matière de propriété intellectuelle.

Cette publication est disponible en version PDF sur le site Web de l'IRSST.





ÉVALUATION PAR DES PAIRS

Conformément aux politiques de l'IRSST, les résultats des travaux de recherche publiés dans ce document ont fait l'objet d'une évaluation par des pairs.

REMERCIEMENTS

L'équipe de recherche désire remercier les personnes et organismes qui l'ont aidée dans la réalisation de cette étude, notamment :

- la corporation des thanatopracteurs du Québec, plus particulièrement Mme Annie St-Pierre qui a grandement facilité les liens entre l'équipe de recherche et les directeurs des salons funéraires;
- les directeurs funéraires qui ont accepté notre présence dans leur laboratoire afin que nous puissions faire les échantillonnages nécessaires au projet;
- les thanatopracteurs qui ont très gentiment permis que nos équipements les encombrent pendant une journée complète de travail;
- les membres du comité de suivi pour leur intérêt dans la présente recherche.

SOMMAIRE

Plusieurs manipulations réalisées sur les corps des défunts par les thanatopracteurs produisent des bioaérosols qui peuvent contenir des agents pathogènes infectieux. La ventilation générale est souvent le seul moyen utilisé dans les laboratoires de thanatopraxie pour maîtriser les bioaérosols. Toutefois, il n'y a pas de recommandations précises pour sa mise en application. De plus, peu d'études abordent les expositions professionnelles aux bioaérosols dans le domaine de la thanatopraxie tant quantitativement (niveau d'exposition) que qualitativement (identification et classification selon les groupes de risque). L'objectif de cette étude était d'évaluer l'exposition des thanatopracteurs aux bioaérosols afin d'apprécier les risques potentiels sur leur santé et d'évaluer l'effet de certains facteurs sur le comportement des particules d'origine biologique dans l'air.

Trois laboratoires de thanatopraxie ont fait l'objet d'une évaluation. Des prélèvements de bioaérosols y ont été effectués dans l'air et sur les surfaces en utilisant un impacteur de marque Andersen à 6 étages, des préleveurs de type CIP-10M et SASS® 3100 ainsi que des écouvillons hygièna Q-swab™. Les différents prélèvements ont servi au dénombrement des bactéries cultivables et à leur identification. Différentes méthodes ont été utilisées pour l'identification bactérienne. Des concentrations numériques de particules fluorescentes (particules d'origine biologique) et non fluorescentes, et des mesures granulométriques (entre 0,5 et 20 µm) ont aussi été effectuées en temps réel à proximité du thanatopracteur à l'aide d'un spectromètre à fluorescence induite par laser (WIBS-NEO). Des calculs de taux de changements d'air par heure et des simulations en dynamique des fluides (CFD) ont été effectués dans chacun des laboratoires. Les simulations ont permis de calculer l'âge moyen de l'air à différents endroits du laboratoire et d'évaluer l'effet de différentes stratégies de ventilation sur les concentrations de bioaérosols dans le laboratoire.

Cette étude a établi que les travailleurs réalisant une activité de thanatopraxie étaient en moyenne faiblement exposés aux bioaérosols, mais que certaines tâches étaient susceptibles de générer une augmentation des concentrations de bioaérosols à proximité du travailleur. Des souches de bactéries appartenant aux *Mycobacterium* non tuberculeux (groupe de risque 2) ont été identifiées dans deux des trois laboratoires étudiés. En plus des *Mycobacterium*, plusieurs bactéries provenant des familles *Corynebacterium*, *Dietziaceae*, *Gordoniaceae*, *Nocardiaceae* et *Streptomycetaceae* ont aussi été trouvées dans les trois laboratoires. Finalement, *Streptococcus pneumoniae*, un pathogène humain du groupe de risque 2, a été cultivé dans des échantillons provenant des laboratoires A et C. La mise en culture de *Streptococcus pneumoniae* démontre que des bactéries provenant des voies respiratoires humaines se retrouvent en état cultivable dans l'air des laboratoires de thanatopraxie.

Les bioaérosols ont des diamètres majoritairement inférieurs à 4 µm (fraction dite respirable) qui leur confèrent une forte probabilité de dépôts dans les voies respiratoires et un fort potentiel de déplacement dans l'air des salles de thanatopraxie. Les tâches de travail entraînant un effet de soufflet et des éclaboussures ont été identifiées comme les activités les plus émissives.

Les taux de ventilation calculés étaient respectivement de 2,1, 10,3 et 7,9 changements d'air par heure (CAH) pour les laboratoires A, B et C. Les simulations par CFD, dans les 3 laboratoires, ont montré que les concentrations de particules étaient les plus élevées à des débits de ventilation

de 1 CAH. L'augmentation du débit de 1 à 4 CAH réduit les concentrations de 28 à 67 % selon le laboratoire modélisé. Dans les laboratoires A et C, la modification de la ventilation mécanique par une augmentation du nombre de CAH peut être un moyen de maîtriser les concentrations de bioaérosols, bien que la captation à la source soit toujours l'option à privilégier. Dans le laboratoire B, les concentrations en nombre de particules à 10,3 et 12 CAH sont comparables. Ce résultat semble indiquer qu'une augmentation de la ventilation au-delà de 12 CAH n'aura pas un impact significatif sur les concentrations. D'autres méthodes de maîtrise doivent donc être envisagées.

En considérant la difficulté à identifier la présence d'agents pathogènes dans le corps des défunts et la proximité du thanatopracteur, la grande diversité des tâches de travail et l'incertitude associée à la dilution des contaminants par ventilation générale, les auteurs de ce rapport recommandent de considérer minimalement le port d'un appareil de protection respiratoire (APR) à épuration d'air de type pièce faciale filtrante jetable (N/R/P-95/99/100) ou demi-masque élastomère muni de cartouches filtrantes P100 lors des tâches de thanatopraxie.

TABLE DES MATIÈRES

REMERCIEMENTS	i
SOMMAIRE	iii
LISTE DES TABLEAUX	vii
LISTE DES FIGURES	ix
1. INTRODUCTION	1
2. ÉTAT DES CONNAISSANCES	3
2.1 La thanatopraxie.....	3
2.2 Les microorganismes	3
2.3 Risques d'exposition aux agents microbiens.....	5
2.4 Moyens de maîtrise	6
2.5 Simulations numériques pour l'étude de la ventilation	8
3. OBJECTIFS DE RECHERCHE	11
4. MÉTHODOLOGIE	13
4.1 Choix et description des laboratoires	13
4.2 Documentation des tâches et des mots-clés.....	13
4.3 Échantillonnage de l'air	14
4.3.1 Positionnement des instruments.....	14
4.3.2 Prélèvement des microorganismes.....	14
4.3.3 Mesures en temps réel des aérosols et des bioaérosols.....	16
4.4 Échantillonnage des surfaces	17
4.5 Analyses des agents biologiques	17
4.5.1 Microbiote bactérien cultivable.....	17
4.5.2 Indicateurs microbiens d'exposition	19
4.5.3 Biodiversité microbienne.....	21
4.6 Conditions aérauliques et dispersion des aérosols	22
4.6.1 Mesure des débits aux entrées et aux sorties d'air.....	22
4.6.2 Mesure du taux de changements d'air à l'heure	22
4.6.3 Simulation numérique	23
5. RÉSULTATS et DISCUSSION	27
5.1 Aérosols et bioaérosols	27
5.1.1 Profils d'émission par laboratoire lors des thanatopraxies.....	27

5.1.2	Comparaison, par laboratoire, des caractéristiques d'émission des différentes tâches	32
5.1.3	Analyse des données en temps réel.....	40
5.2	Microbiote bactérien cultivable	43
5.2.1	Air ambiant.....	43
5.2.2	Surface	50
5.3	Indicateurs microbiens et biodiversité bactérienne.....	51
5.4	Résultats numériques.....	51
5.4.1	Comparaison gaz traceur et simulations CFD	51
5.4.2	Destinée des particules aéroportées	52
5.4.3	Âge local de l'air	53
5.4.4	Influence du débit de ventilation	55
5.4.5	Influence de la tâche effectuée	57
5.4.6	Influence de la stratégie de ventilation.....	58
5.4.7	Mouvement des particules	59
5.4.8	Fraction déposée	60
5.5	Limites de l'étude.....	62
6.	CONCLUSION.....	63
6.1	Bioaérosols.....	63
6.2	Simulations numériques (CFD)	63
6.3	Prévention	64
	BIBLIOGRAPHIE	67
	ANNEXE A	73

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1.	Liste des agents biologiques* à risque et voies d'exposition associées des thanatopracteurs	5
Tableau 2.	Séparation granulométrique de l'impacteur Andersen et identification du site de dépôt dans le système respiratoire	15
Tableau 3.	Systèmes de détection des indicateurs microbiens d'exposition.....	20
Tableau 4.	Séquences des amorces utilisées pour le séquençage NGS.....	21
Tableau 5.	Caractéristiques simulées des laboratoires.....	23
Tableau 6.	Scénarios d'émission modélisés	25
Tableau 7.	Nombre de changements d'air par heure (CAH) et stratégies de soufflage.....	26
Tableau 8.	Fractions minimale et maximale de particules déposées aux parois pour les 3 laboratoires.....	61

LISTE DES FIGURES

Figure 1.	Résumé schématique des techniques analytiques utilisées pour l'identification de la fraction cultivable des bioaérosols échantillonnés.	18
Figure 2.	Représentation schématique du laboratoire A et des sources pour trois tâches émettrices (C = canule, T = trocart, S = suture).....	23
Figure 3.	Représentation schématique du laboratoire B et des sources pour trois tâches émettrices (E = écarteur, T = trocart, S = suture).	24
Figure 4.	Représentation schématique du laboratoire C et des sources pour trois tâches émettrices (P = poudre adhésive, T = trocart, S = suture).....	24
Figure 5.	Chronologie des facteurs d'émission (C/C ₀) pour les particules fluorescentes et non fluorescentes pour le laboratoire A (durée totale : 207 min).	28
Figure 6.	Chronologie des facteurs d'émission (C/C ₀) pour les particules fluorescentes et non fluorescentes pour le laboratoire B (durée totale : 210 min).	29
Figure 7.	Chronologie des facteurs d'émission (C/C ₀) pour les particules fluorescentes et non fluorescentes pour le laboratoire C (durées totales : AM – 211 min, PM – 147 min).	30
Figure 8.	Concentration (haut) et facteur d'émission (bas), par laboratoire (A, B et C), des particules fluorescentes (F) et non fluorescentes (NF).....	31
Figure 9.	Concentration (haut) et facteur d'émission (bas) des particules fluorescentes (F) et non fluorescentes (NF), par tâche, pour le laboratoire A.	33
Figure 10.	Concentration en particules fluorescentes (gauche) et fraction fluorescente (droite), pour les quatre tâches les plus émissives dans le laboratoire A, selon la taille des particules.	34
Figure 11.	Concentration (haut) et facteur d'émission (bas) des particules fluorescentes (F) et non fluorescentes (NF), par tâche, pour le laboratoire B.	35
Figure 12.	Concentration en particules fluorescentes (gauche) et fraction fluorescente (droite) pour les trois tâches les plus émissives dans le laboratoire B, selon la taille des particules.	37
Figure 13.	Concentration (haut) et facteur d'émission (bas) des particules fluorescentes (F) et non fluorescentes (NF), par tâche, pour le laboratoire C.	38
Figure 14.	Concentration en particules fluorescentes (gauche) et fraction fluorescente (droite) pour les quatre tâches les plus singulières dans le laboratoire C, selon la taille des particules.	40

Figure 15.	Rang moyen des facteurs d'émission maximums de bioaérosols (ordre décroissant), selon le mécanisme d'aérosolisation.	41
Figure 16.	Comparaison des distributions granulométriques moyennes des bioaérosols émis lors de l'utilisation du trocart, pour les laboratoires B et C.	42
Figure 17.	Concentration de bactéries cultivables dans l'air (Laboratoire A).	44
Figure 18.	Concentration de bactéries cultivables dans l'air (Laboratoire B).	45
Figure 19.	Concentration de bactéries cultivables dans l'air (Laboratoire C).	45
Figure 20.	Identification et abondance (UFC) des bactéries cultivables recueillies avec l'impacteur Andersen pour chaque laboratoire et rapportées en fonction de leur granulométrie.	49
Figure 21.	Identification et abondance (UFC) des bactéries cultivables recueillies sur les surfaces horizontales entourant les tables de thanatopraxie, pour les laboratoires A, B et C.	50
Figure 22.	Comparaison entre les concentrations de SF ₆ mesurées et modélisées pour les 3 laboratoires.	52
Figure 23.	Évolution des fractions aéroportées, extraites ou déposées pour le scénario « suture ».	53
Figure 24.	Âge local de l'air dans la zone respiratoire pour a) le laboratoire A, b) le laboratoire B et c) le laboratoire C, exprimé par rapport aux valeurs minimales calculées pour chaque laboratoire.	54
Figure 25.	Laboratoire A - « trocart ».	55
Figure 26.	Laboratoire B - « écarteur ».	56
Figure 27.	Laboratoire C – « poudrage ».	56
Figure 28.	Influence de la tâche effectuée sur les concentrations, dans le laboratoire C.	57
Figure 29.	Influence de la stratégie de ventilation sur les concentrations a) laboratoire A et b) laboratoire C.	59
Figure 30.	Dispersion des particules à t = 190 s en fonction du débit de ventilation : a) 1 CAH, b) 4 CAH, c) 7,9 CAH et d) 12 CAH.	60
Figure 31.	Masse déposée par unité de surface pour le laboratoire C à t = 1200 s pour un débit de ventilation de : a) 4 CAH et b) 12 CAH.	61

1. INTRODUCTION

Les thanatopracteurs sont les travailleurs du secteur funéraire responsables des embaumements ou thanatopraxies. Ils doivent, entre autres tâches, recevoir la dépouille, la désinfecter en vue d'une identification, exécuter l'embaumement, procéder à la restauration corporelle, effectuer des soins esthétiques et faire la mise en cercueil. Les objectifs de la thanatopraxie sont de maintenir l'hygiène en ralentissant le processus de putréfaction.

Au Québec, en 2018, il y a eu 68 600 décès, comparativement à 66 300 en 2017 et 63 600 en 2016, confirmant une tendance à la hausse du nombre de décès annuels (Azeredo et Payeur, 2019). Le vieillissement de la population serait en partie responsable de cette augmentation. Selon les données du ministère de la Santé et des Services sociaux (MSSS), plus de 500 thanatopracteurs répartis dans un peu moins de 200 salons funéraires ont fait leur demande de permis de pratique en 2019 (données non publiées). Bien que le nombre d'embaumements annuel ne soit pas connu, le groupe de travail « thanatopraxie Montérégie-Montréal » estimait, en 2011, à 70 % la proportion des dépouilles embaumées (Lajoie, Dupont, Pelletier, Portier, et Tremblay, 2011). Ceci représenterait plus de 48 000 thanatopraxies pratiquées au Québec, soit une moyenne annuelle par travailleur de 90 embaumements.

Les microorganismes sont classés selon leur caractère pathogène en quatre groupes de risque (Agence de la santé publique du Canada, 2019). Il existe trois groupes de risque infectieux (groupes de risque 2 à 4) et un groupe de risque non infectieux (groupe de risque 1). Tous les liquides organiques (sang, liquides internes, sécrétions, excréments) des corps des défunts peuvent être une source ou un réservoir de microorganismes et doivent être considérés en tout temps comme potentiellement infectieux (Lajoie *et al.*, 2011). De plus, plusieurs manipulations réalisées sur les corps ont été identifiées comme pouvant produire des bioaérosols (Correia, Steyl et Villiers, 2014). Puisque les agents infectieux ne disparaissent pas immédiatement après le décès, la thanatopraxie a donc été identifiée comme représentant un haut risque d'infection dans le secteur funéraire (Davidson et Benjamin, 2006; Healing, Hoffman et Young, 1995; Keane *et al.*, 2013; Lajoie *et al.*, 2011). Les occasions d'exposition sont nombreuses, le thanatopracteur travaillant la plupart du temps proche du défunt, en plus d'être exposé régulièrement aux fluides corporels (Keane *et al.*, 2013).

Les infections d'origine professionnelle peuvent provoquer des risques modérés ou élevés pour les travailleurs, en particulier les infections du groupe de risque 3, qui peuvent induire une maladie grave ou létale pour les humains (Burton, 2003). Toutefois, encore peu d'études abordent les expositions professionnelles aux bioaérosols dans le domaine de la thanatopraxie et traitent des mécanismes de propagation des maladies infectieuses (Su *et al.*, 2019).

2. ÉTAT DES CONNAISSANCES

2.1 La thanatopraxie

La thanatopraxie consiste à préparer, à désinfecter et à retarder le processus de décomposition du corps, appelé la thanatomorphose, en vue de la mise en cercueil et de la cérémonie funéraire. Elle comprend également les soins de présentation qui ont comme objectif de montrer le défunt à sa famille avec une apparence la plus naturelle possible. Les tâches de travail principales, dans le laboratoire de thanatopraxie, consistent à effectuer le lavage et la désinfection du corps, l'embaumement, l'habillement et la mise en cercueil. Plus en détail, les étapes de la préparation d'une dépouille sont :

1. installation du corps sur la table d'embaumement
2. nettoyage et asepsie des orifices
3. fermeture de la bouche et pose des coquilles oculaires
4. préparation des fluides
5. incision et injection artérielle (canule)
6. mobilisation des membres
7. massage aidant la circulation des fluides
8. aspiration des liquides et des gaz avec le trocart
9. injection du fluide de cavité (trocart)
10. occlusion des orifices
11. suture des incisions
12. nettoyage complet du corps et des cheveux
13. restauration (si nécessaire)
14. ensachage dans une pellicule plastique
15. habillement
16. maquillage et coiffure
17. mise en cercueil

2.2 Les microorganismes

Notre corps contient 100 000 milliards de bactéries (Rup, 2012). Au moment de la mort, tous ces microorganismes ne disparaissent pas. En fait, après la mort, la perte des barrières naturelles créées par les membranes tissulaires et l'arrêt du système immunitaire facilitent la prolifération de certains microorganismes qui trouvent dans le cadavre un environnement riche en nutriments (Javan *et al.*, 2016; Tuomisto, Karhunen, Vuento, Aittoniemi et Pessi, 2013). Après le décès, divers changements se produisent dans le corps. Par exemple, une invasion endogène du liquide céphalorachidien par des bactéries associées au côlon se produit dans les 4 à 6 heures suivant le décès (Creely, 2004). La propagation dans les différentes zones du corps se fait par une

invasion microbienne des systèmes lymphatique et vasculaire ainsi que des muqueuses du système respiratoire (Paczkowski et Schütz, 2011). De plus, dans le processus de décomposition et de putréfaction, les microorganismes, dont les bactéries de l'intestin, ont tendance à migrer vers le sang et certains organes internes (Morris, Harrison et Partridge, 2007; Tuomisto *et al.*, 2013). Lorsque le corps se décompose, plusieurs microorganismes vont proliférer dans le sang, le foie, la rate, le cœur et le cerveau. Il en résulte une flore microbienne très variée selon les organes et l'intervalle de temps post-mortem (Can, Javan, Pozhitkov et Noble, 2014; Tuomisto *et al.*, 2013). Des concentrations maximales de 3,0 à 3,5 x 10⁶ microorganismes par millilitre de liquide corporel ou par gramme de tissus peuvent être atteintes dans les 24 à 30 heures suivant le décès (Rose et Hockett, 1971). Le thanatomicrobiome est donc non seulement très diversifié, mais varie aussi considérablement dans le temps. Cette variabilité dépend de nombreux facteurs, tels que l'état de santé du défunt au moment de son décès, l'organe ou le tissu prélevé, le délai post-mortem, la température, le pH, la cause du décès (Can *et al.*, 2014; Javan *et al.*, 2016).

Certains microorganismes sont reconnus pour le danger qu'ils présentent pour les travailleurs du milieu funéraire, nommons entre autres, le streptocoque du groupe A (*Streptococcus pyogenes*), le *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline (SARM) et certains pathogènes gastro-intestinaux (entérocoques résistants à la vancomycine (ERV), *Clostridium difficile*) (Davidson et Benjamin, 2006; HSE, 2005; Lajoie *et al.*, 2011). D'autres agents pathogènes sont également à surveiller tels que le *Mycobacterium tuberculosis*, les virus de l'hépatite B et C, le VIH ainsi que les prions qui provoquent des encéphalopathies spongiformes transmissibles (maladie de Creutzfeldt-Jakob). Ces agents sont reconnus pour les dangers à la santé qu'ils représentent pour tous les travailleurs manipulant des cadavres dans le cadre de leur emploi (Gupta, Chaturvedi et Patil, 2013; Davidson et Benjamin, 2006; Weed et Baggenstoss, 1951; Guez-Chailloux, Le Bâcle et Puymérail, 2005; Lajoie *et al.*, 2011; HSE, 2005; Healing *et al.*, 1995; Demiryürek, Bayramoğlu et Ustaçelebi, 2002). Des virus émergents tels que l'influenza H1N1 et le coronavirus causant le syndrome respiratoire aigu sévère (SRAS) ont été identifiés comme nouveaux dangers potentiels pour les thanatopracteurs (Lajoie *et al.*, 2011).

Comme souligné précédemment, les microorganismes ne disparaissent pas instantanément lors du décès; nombreux sont les agents pathogènes qui peuvent conserver leur pouvoir infectieux longtemps après la mort (Burton, 2003; Douceron, Deforges, Gherardi, Sobel et Chariot, 1993; Henry, Dexter, Sannerud, Jackson et Balfour, 1989; HSE, 2005). À titre d'exemple, la bactérie *Mycobacterium tuberculosis* demeure cultivable jusqu'à 36 jours après le décès dans des restes humains, embaumés ou non (Correia *et al.*, 2014), le SRAS-CoV a été retrouvé *post mortem* dans plusieurs organes des victimes (Farcas *et al.*, 2005; Julian W. Tang *et al.*, 2007), la viabilité du virus du VIH a été observée jusqu'à 16,5 jours après la mort (Creely, 2004; Douceron *et al.*, 1993; Nyberg, Suni et Haltia, 1990), alors que le *Streptococcus pyogenes* est fréquemment retrouvé sur les dépouilles de gens décédés de maladies invasives (Davidson et Benjamin, 2006). Il faut également souligner la capacité infectieuse des tissus cérébraux de gens décédés de la maladie de Creutzfeldt-Jakob, des années après leur mort, et ce, même si les tissus avaient été fixés dans des solutions à base de formaldéhyde (Demiryürek *et al.*, 2002; Gajdusek, Gibbs, Traub et Collins, 1976; Priola *et al.*, 2013). La possible présence de marqueurs sérologiques des virus de l'hépatite B et C dans les banques de tissus et de sang est également à noter (Demiryürek *et al.*, 2002). Enfin, d'après le groupe de travail « thanatopraxie Montérégie-Montréal », le potentiel de transmission tardive d'infection d'un cadavre à un thanatopracteur est réel puisque même sur un corps embaumé, les liquides biologiques ne peuvent être considérés comme stériles (Lajoie *et al.*, 2011).

2.3 Risques d'exposition aux agents microbiens

L'exposition à un agent infectieux peut, selon la voie d'exposition et la dose, avoir des conséquences graves pour la santé des travailleurs. Toutefois, la dose minimale est rarement connue à propos des risques infectieux en milieu de travail. Malgré cela, l'identification du ou des risques (agents biologiques présents) demeure l'étape déterminante du processus d'évaluation de l'exposition. Le Tableau 1 présente une liste d'agents biologiques, ainsi que leur voie d'exposition, identifiés comme étant à risque pour les thanatopracteurs.

Tableau 1. Liste des agents biologiques* à risque et voies d'exposition associées des thanatopracteurs

Inhalation†	Ingestion (main bouche), contact direct avec matières fécales ou indirect avec des objets contaminés	Contact muco-cutané avec du sang ou d'autres liquides biologiques contaminés	Contact muco-cutané, direct ou indirect
<i>Mycobacterium tuberculosis</i>	HAV	HIV	<i>Streptococcus pyogenes</i> (groupe A)
SRAS-CoV	Salmonella non typhique (p. ex. : <i>S. typhimurium</i> and <i>S. enteritidis</i>)	HBV	<i>Staphylococcus aureus</i> (MRSA)
<i>Neisseria meningitidis</i>		HCV	
<i>Haemophilus influenzae</i>	<i>Shigella spp</i> (p. ex. <i>S. dysenteriae</i>)	HTLV 1 et 2	
<i>Corynebacterium diphtheriae</i>	Salmonella typhi/paratyphi	Fièvre hémorragique (ex., Ebola)	
	<i>Helicobacter pylori</i>	Encéphalopathie spongiforme transmissible par Prion (p. ex. : maladie de Creutzfeldt-Jakob)	
	<i>Cryptosporidium</i>		

* HAV, virus de l'hépatite A; HBV, virus de l'hépatite B; HCV, virus de l'hépatite C; HIV, virus de l'immunodéficience humaine; HTLV, virus T-lymphotrope humain

† Transmission par inhalation : Ebola et Prion ne peuvent être exclus

Sources : Burton, 2003; Creely, 2004; Davidson et Benjamin, 2006; Guez-Chailloux *et al.*, 2005; HSE, 2005, 2018

Travailler sur le corps d'un défunt expose potentiellement aux agents pathogènes par inhalation (aérosols), inoculation, contact avec les muqueuses des yeux, du nez et de la bouche et par ingestion (Burton, 2003; Correia *et al.*, 2014; Davidson et Benjamin, 2006; Guez-Chailloux *et al.*, 2005; Keane *et al.*, 2013). Davidson et Benjamin (2006) rapportent plusieurs risques de transmission de maladies infectieuses chez les travailleurs de l'industrie funéraire. L'analyse des différents gestes exercés par les thanatopracteurs a permis d'identifier que toutes les activités, sauf la préparation des instruments, présentaient un potentiel d'exposition aux agents biologiques (Guez-Chailloux *et al.*, 2005). Juste après l'autopsie, la thanatopraxie est l'exercice du secteur funéraire exposant le plus les travailleurs aux agents biologiques (Guez-Chailloux *et al.*, 2005).

Il est depuis longtemps reconnu que les travailleurs exposés aux cadavres sont à risque de contracter des infections professionnelles pulmonaires par la bactérie *Mycobacterium tuberculosis* (inhalation dans 90 % des cas). Deux exemples notoires sont René Laennec (inventeur du stéthoscope) et Xavier Bichat (père de l'histologie), tous deux décédés de la tuberculose après avoir pratiqué des autopsies et des examens de tissus provenant de cadavres tuberculeux (Burton, 2003). Gershon *et al.* ont rapporté, en 1998, un taux de réaction à la tuberculine deux fois plus élevé chez les travailleurs du milieu funéraire qui embaument régulièrement que chez ceux qui n'embaument pas (14,9 % contre 7,2 %, $p < 0,01$) et ce taux est positivement associé au nombre d'embaumements effectués chaque semaine (Gershon *et al.*, 1998).

Keane et coll. considèrent qu'un potentiel d'exposition aux bioaérosols existe dès que la dépouille est déplacée (Keane *et al.*, 2013). Le déplacement du corps peut produire une pression au niveau du thorax qui provoque l'expulsion de l'air et des particules microbiennes contenus dans les poumons. La grande pression utilisée pour disperser le liquide d'embaumement à travers les artères a aussi été ciblée comme étant une activité à risque d'exposition par inhalation. Les manipulations avec pression produisent l'aérosolisation de particules par la bouche du cadavre (Correia *et al.*, 2014). L'aspiration du sang et d'autres fluides corporels sont aussi des activités génératrices de bioaérosols (Davidson et Benjamin, 2006).

Selon Guez-Chailloux et coll., le risque de contamination est graduel. Tant que le thanatopracteur se limite au contact extérieur du corps sans lésion, le risque est plutôt faible; par contre, aux étapes d'incisions, d'injections et d'aspirations, les risques augmentent progressivement (Guez-Chailloux *et al.*, 2005). Les risques de transmission hémotogène sont principalement attribuables à des incidents par piqûres, coupures ou déchirements, mais les expositions par éclaboussures de liquide corporel au niveau des muqueuses sont aussi possibles. De 11 à 17 % des embaumeurs rapportent des expositions par éclaboussure au cours de thanatopraxies (Creely, 2004; Kelly et Reid, 2011).

Le risque d'infection est moins important si tout le personnel de la morgue considère chaque cadavre comme une source potentielle de pathogènes, qu'une infection ait été documentée ou non (Burton, 2003).

2.4 Moyens de maîtrise

Les moyens de maîtrise des expositions aux risques biologiques observent les mêmes principes que ceux employés pour les autres risques présents en milieu de travail. La hiérarchie des moyens de maîtrise, ou de prévention, est l'approche qui doit être préconisée en santé et en sécurité du travail (Anctil *et al.*, 2017; Barnett et Brickman, 1986; Bourque, 2016; Centre Canadien d'hygiène et de sécurité au travail, 2018; Cooper, 1995; Parent et Bouchard, 2017; Plog et Quinlan, 2002). S'il n'est pas possible d'éliminer le risque, il faut suivre le cheminement de la hiérarchie des moyens de maîtrise, sans oublier que l'utilisation combinée de plusieurs moyens est habituellement nécessaire pour garantir la santé, la sécurité et l'intégrité des travailleurs (Bourque, 2016).

En raison de la nature du travail du thanatopracteur, l'élimination de tous les risques biologiques est impossible. Toutefois, le Règlement d'application de la Loi sur les laboratoires médicaux et sur la conservation des organes et des tissus interdit l'embaumement du cadavre d'une personne

décédée de variole, de la peste ou du choléra. Le cadavre doit alors être incinéré sans délai ou enfermé immédiatement dans un cercueil étanche et hermétiquement fermé pour être inhumé (Éditeur officiel du Québec, 2019). La thanatopraxie, sur des dépouilles décédées de la maladie de Creutzfeldt-Jakob ou de sa variante (MCJv ou « maladie de la vache folle »), bien qu'elle ne soit pas interdite au Québec, n'est pas recommandée (HSE, 2018; Lajoie *et al.*, 2011). Le Health and Safety Executive (HSE) du Royaume-Uni, dans son guide sur le contrôle des infections lors de la manipulation des défunts, ne recommande pas l'embaumement pour les cadavres de personnes décédées de la fièvre hémorragique (p. ex. : Ebola), d'encéphalopathie spongiforme transmissible (p. ex. : maladie de Creutzfeldt-Jakob), de l'anthrax, de la rage (Lyssavirus) et de *Streptococcus pyogenes* (HSE, 2018). Il est également possible que pour certaines maladies rares, à surveillance extrême ou en émergence, les recommandations de santé publique soient de ne pas pratiquer de thanatopraxie. Cependant, pour le savoir, les thanatopracteurs doivent communiquer avec les autorités de santé publique de leur région (Lajoie *et al.*, 2011).

Les moyens de maîtrise utilisés par les thanatopracteurs comprennent des mesures individuelles et collectives ainsi que des précautions additionnelles lors de situations particulières (tuberculose, maladie à haut risque de transmission, maladie rare ou en émergence) (Lajoie *et al.*, 2011). Les mesures collectives peuvent inclure : la mise en place de politiques et de procédures de prévention, l'organisation du travail, la formation du personnel, la ventilation générale, l'entretien de la lingerie et la gestion des déchets. Les mesures individuelles incluent l'hygiène personnelle et des mains, le port d'équipement de protection individuel (gant, protection des muqueuses du nez et de la bouche, protection oculaire, survêtement), la vaccination et l'utilisation du test cutané à la tuberculine (TCT). Lors de situations où le cadavre est atteint de tuberculose, de varicelle ou de rougeole, s'ajoutent des recommandations spécifiques : (1) administratives (p. ex. : identification rapide de dépouilles atteintes de tuberculose, varicelle ou rougeole), (2) techniques (p. ex. : amélioration de la ventilation dans la zone de thanatopraxie) et (3) personnelles (p. ex. : port d'un appareil de protection respiratoire (APR) et utilisation du TCT).

Il est important de souligner que les recommandations en lien avec les moyens de maîtrise varient fréquemment selon les groupes d'experts, créant des questionnements auprès des travailleurs du milieu. À titre d'exemple, les recommandations pour le port d'un APR, selon les organisations et groupes d'experts, varient entre autres, en fonction de la présence ou non de maladies infectieuses inscrites au formulaire de décès, des agents infectieux identifiés, du mode de transmission possible, des tâches exécutées, de l'état du cadavre, du délai *post mortem*. Selon certains experts, un APR est justifié exclusivement pour le travail sur des dépouilles identifiées comme porteuses d'une maladie transmissible par aérosols, ceci inclut habituellement la tuberculose, la varicelle et la rubéole (Burton, 2003; Lajoie *et al.*, 2011), mais aussi le SRAS (HSE, 2018; Michaud, 2003). Notons que selon l'Institut national de recherche et de sécurité pour la prévention des accidents du travail et des maladies professionnelles (INRS), le port d'un APR est recommandé dès l'ouverture de la housse mortuaire (Guez-Chailloux *et al.*, 2005).

Un autre exemple de confusion très important entre les recommandations a trait à la ventilation. En effet, la Loi sur les laboratoires médicaux et sur la conservation des organes et des tissus spécifie que l'installation où a lieu l'embaumement doit profiter d'un système de ventilation naturelle ou artificielle suffisant pour y assurer la salubrité, sans spécifier d'exigences quantitatives. Certains experts considèrent que la ventilation naturelle n'est pas adéquate pour la pratique de la thanatopraxie et qu'un système de captation à la source est nécessaire pour éliminer les contaminants avant qu'ils n'atteignent la zone respiratoire du travailleur mortuaire (Guez-

Chailloux *et al.*, 2005). Lajoie et coll. rapportent que, dans une étude sur l'exposition des thanatopracteurs au formaldéhyde, la ventilation à la source ou l'utilisation de laveurs automatiques avaient fait diminuer l'exposition des travailleurs de moitié, mais sans l'éliminer complètement (Lajoie *et al.*, 2011). Différentes propositions ont été formulées en lien avec des critères de ventilation en salle d'autopsie, mais peu d'entre elles concernaient les laboratoires de thanatopraxie (ASHRAE, 2013a, 2013b; Éditeur officiel du Québec, 2019; Guez-Chailloux *et al.*, 2005). À noter que le Règlement sur la santé et la sécurité du travail (RSST) et ses dispositions qui visent à protéger les travailleurs s'appliquent au domaine de la thanatopraxie (c.-à-d. qualité de l'air (section V), équipement individuel de protection respiratoire (section VI), ventilation et chauffage (section XI), mesures ergonomiques particulières (section XX), moyens et équipements de protection individuels et collectifs (section XXX)).

2.5 Simulations numériques pour l'étude de la ventilation

Plusieurs tâches effectuées par les thanatopracteurs sont génératrices de bioaérosols et comportent toutes, à divers degrés, un risque de transmission par inhalation de maladies infectieuses. Certaines études ont évalué l'effet de la ventilation sur l'exposition aux agents pathogènes par inhalation (Cheong et Lee, 2018; Memarzadeh, 2013; Memarzadeh et Xu, 2012; Yu, Mui et Wong, 2018; Zhou, Qian et Liu, 2018). À la suite d'une revue de la littérature visant à déterminer le rôle de la ventilation dans les bâtiments, Li *et al.* ont conclu qu'il existe un lien étroit entre la ventilation, les mouvements d'air et le risque de transmission d'agents pathogènes par voie aérienne (Li *et al.*, 2007). La même étude affirme que les données sont insuffisantes pour préciser et quantifier les exigences minimales en matière de ventilation en relation avec le risque de transmission. Actuellement, le débit de ventilation optimal qui diminue les risques d'infection à un niveau acceptable tout en limitant la consommation d'énergie n'est pas connu.

Parmi les facteurs responsables de la dispersion des bioaérosols dans l'air, mentionnons le débit de soufflage, la stratégie de ventilation, l'arrangement spatial des espaces et la localisation de la source d'émission. Ce constat rend difficile la mise en place de directives universelles applicables à tous les scénarios d'exposition. C'est dans ce contexte que la simulation numérique des écoulements (CFD) devient une technique incontournable pour comprendre les mouvements de l'air dans les espaces fermés (Beggs, Kerr, Noakes, Hathway et Sleigh, 2008). La résolution numérique des équations régissant le transport et la diffusion d'un aérosol en fonction des conditions d'écoulement d'air permet d'obtenir des informations quantitatives sur l'influence du débit de ventilation, de la stratégie de soufflage et de la configuration des espaces sans avoir recours aux mesures expérimentales. Cependant, des recherches effectuées dans les bases de données Compendex et Inspec, Scopus, PubMed et Google Scholar, n'ont pas permis d'identifier une seule étude où la CFD fut utilisée pour prédire l'exposition de travailleurs dans un laboratoire de thanatopraxie. Jusqu'à maintenant, les études de modélisation de la dispersion des bioaérosols se sont concentrées aux secteurs hospitalier et du transport aérien.

Tang *et al.* ont publié une revue de la littérature sur les différentes techniques permettant d'étudier les régimes d'écoulements de l'air en milieu hospitalier et leurs influences sur le mouvement de particules en suspension (Tang *et al.*, 2011). De telles études ont comme objectif d'améliorer l'efficacité des mesures préventives. Selon ces auteurs, une modélisation CFD d'un gaz traceur est une approche justifiée pour simuler les comportements aérodynamiques des bioaérosols de diamètre inférieur à 2 µm. Cependant, Tang *et al.* reconnaissent qu'un gaz traceur ne peut

représenter fidèlement le comportement de bioaérosols formés de « grosses » particules, quoiqu'aucun diamètre maximal ne soit donné.

Un facteur important affectant la maîtrise des bioaérosols expulsés par un patient lors d'une toux est l'écoulement de l'air existant entre la source de contamination et la sortie d'air. Le risque d'inhalation est mieux contrôlé lorsque la sortie d'air est placée près du patient et que l'air d'alimentation suit une trajectoire des zones propres (non contaminées) aux zones contaminées (espace immédiat autour du patient) (Thatiparti, Ghia et Mead, 2017). Un logiciel CFD commercial fut utilisé pour modéliser la ventilation dans une chambre d'isolement et le comportement aérodynamique de particules émises par un patient lors d'une toux. Une autre étude qui avait comme objectif la modélisation de bioaérosols en milieu hospitalier a été publiée par Cheong et Lee (Cheong et Lee, 2018). La concentration de particules aéroportées fut déterminée en fonction de trois variables soient le taux de ventilation, la position des diffuseurs d'air et la présence de cloisons entre les lits. La méthode la plus efficace pour réduire la concentration de bioaérosols s'est avérée être l'augmentation du débit de ventilation. La présence de cloisons et le déplacement des diffuseurs d'air n'ont contribué que très peu à réduire la concentration de pathogènes en suspension dans l'air.

Stockwell *et al.* ont récemment publié une revue systématique de la littérature dont l'un des objectifs était de déterminer si la ventilation est un moyen efficace de maîtrise des concentrations de bioaérosols en milieu hospitalier (Stockwell *et al.*, 2019). L'étude conclut que la ventilation mécanique est essentielle pour le maintien d'une bonne qualité de l'air et pour le contrôle des infections dans les hôpitaux. De plus, cette revue de la littérature a montré que les concentrations en bioaérosols les plus faibles sont observées dans les cas où le débit de ventilation est élevé ou lorsqu'une stratégie de ventilation par flux laminaire est adoptée.

3. OBJECTIFS DE RECHERCHE

L'objectif général de cette étude est d'évaluer l'exposition des thanatopracteurs aux bioaérosols afin d'apprécier les risques potentiels sur leur santé et d'évaluer l'effet de certains facteurs sur le comportement des particules d'origine biologique dans l'air.

Les objectifs spécifiques sont de :

1. déterminer en temps réel les concentrations de particules fluorescentes¹ et non fluorescentes² présentes dans l'air ambiant des laboratoires ainsi que leur granulométrie avant, pendant et après les thanatopraxies;
2. caractériser (concentration, identification et cultivabilité) les microorganismes présents dans les salles de thanatopraxie en utilisant des méthodes d'analyses par culture et par biologie moléculaire (approche de biodiversité comparative et détection ciblée d'indicateurs microbiens);
3. évaluer, grâce à la mécanique des fluides numérique (CFD), l'effet de certains facteurs (nombre de changements d'air par heure (CAH), encombrement des laboratoires et stratégie de ventilation) sur le comportement aérodynamique des bioaérosols ainsi que sur leurs concentrations et leur dispersion;
4. proposer des mesures correctives ou des mesures de prévention collectives et individuelles en matière de gestion du risque professionnel.

¹ Les particules fluorescentes correspondent aux particules d'origine biologique aéroportées. Les termes bioaérosols, particules microbiennes, particules biologiques pourront être employés indifféremment pour y référer dans ce rapport.

² À l'inverse, les particules non fluorescentes représentent les particules d'origine non biologique.

4. MÉTHODOLOGIE

4.1 Choix et description des laboratoires

Le choix des trois laboratoires de thanatopraxie a été fait principalement en fonction de leur dimension, mais aussi selon l'intérêt de leur directeur funéraire à participer au projet. Dans le présent rapport, les laboratoires sont identifiés "A" pour le grand, "B" pour le petit et "C" pour le moyen.

Le laboratoire A possède une porte d'accès à une extrémité et une deuxième porte donnant accès à une salle où les familles peuvent faire la toilette du défunt. Ce laboratoire comporte 8 tables de thanatopraxie. L'accès au laboratoire B se fait directement par le garage à travers une porte de type accordéon qui sépare le laboratoire de l'espace pour les voitures. Une seule table est présente dans ce laboratoire. Le laboratoire C, muni de deux tables, possède deux portes d'accès situées de chaque côté des tables. Toutes les tables des laboratoires sont en porcelaine sauf une qui est en acier inoxydable. Dans le laboratoire B, le drainage de renvoi se fait dans une cuvette (type chasse d'eau) alors que pour les deux autres laboratoires, l'évacuation se fait directement dans le conduit d'égout. Les laboratoires A et C possèdent un espace de travail de type bureau dans les laboratoires. Pour plus de détails sur l'agencement des laboratoires, le lecteur peut se référer à la section 4.6.3 et consulter les schémas de chaque laboratoire (Figure 2, Figure 3 et Figure 4) ainsi que les caractéristiques des bouches de ventilation.

4.2 Documentation des tâches et des mots-clés

Afin d'interpréter les variations de concentrations en particules dans l'air, l'activité des thanatopracteurs a été observée et consignée dans un fichier de notes sur toute la durée de l'échantillonnage (au moins 5 heures). Les différents événements rapportés ont ainsi été systématiquement couplés à des temps définis. La précision à la seconde favorise la documentation d'enchaînements de tâches à l'intérieur d'une même minute. Pour ce projet, la prise de notes a été informatisée grâce au développement d'un logiciel sous Matlab® (Mathworks, Natick, MA, États-Unis), sauvegardant ces informations directement dans un tableur³.

Afin de faciliter l'analyse des résultats, des mots-clés ont été définis. Ils regroupent sous un même qualificatif des tâches et des événements caractéristiques de la thanatopraxie. Les mots-clés définis pour ce projet sont les suivants :

- A. **Trocart** : Introduction du trocart dans la cavité abdominale pour aspiration des contenus des différents organes (estomac, vessie, intestins, poumons...).
- B. **Canule, incision, injection** : Incision de la peau ou des veines/artères, introduction de canules dans les veines/artères pour l'injection de fluides de conservation (formaldéhyde).
- C. **Suture, poudrage** : Application de poudre scellante au niveau des incisions ainsi que leur suture.

³ L'exécutable de l'outil de prise de notes est disponible sur demande.

- D. **Occlusion** : Insertion de cotons dans certaines cavités (nez, bouche...) à des fins d'occlusion des orifices, d'absorption de fluides corporels et d'esthétisme (forme).
- E. **Lavage, essuyage** : Lavage, rinçage et essuyage du corps à différentes étapes de la thanatopraxie, comprend également le lavage et le séchage des cheveux.
- F. **Rasage, épilation** : Rasage et épilation du visage du défunt en fin de thanatopraxie.
- G. **Nettoyage de la table** : Rinçage fréquent de la table au jet d'eau durant la thanatopraxie et lavage de la table à l'éponge en fin de thanatopraxie.
- H. **Ensachage** : Une fois la thanatopraxie terminée, mise en sac de plastique du tronc du défunt (des côtes au bassin) et versement d'une poudre de formaldéhyde pour la conservation. Le sac est ensuite scellé avec du ruban adhésif.
- I. **Manipulation** : Action relative au déplacement du corps (sur la table), à la manipulation (levage des membres) ou à la manutention du défunt (mise en place sur la table ou dans le cercueil).
- J. **Massage** : Pendant l'injection de fluides de conservation dans le système sanguin du défunt, massage des membres (surtout les extrémités) et du visage pour qu'ils se propagent malgré la rigidité cadavérique.
- K. **Préparation, nettoyage du matériel** : Souvent dans ou à proximité d'un évier en arrière de la table de thanatopraxie, préparation des fluides de conservation et nettoyage des instruments (trocarts, canules, écarteurs, scalpels...).
- L. **Écarteur** : Insertion et mouvements de va-et-vient d'un écarteur veineux afin de faciliter la sortie du sang et des caillots lors de l'injection des fluides de conservation.

4.3 Échantillonnage de l'air

4.3.1 Positionnement des instruments

Afin d'obtenir les données les plus représentatives possible de l'exposition réelle des thanatopracteurs, l'ensemble des instruments décrits dans cette section ont été placés sur un chariot positionné très proche (5 à 10 cm) de la table de thanatopraxie. Pour l'échantillonnage en temps réel, le tube de prélèvement en graphite, pour éviter les pertes par effets électrostatiques, a été maintenu en direction du défunt à hauteur de la zone respiratoire du travailleur, par une potence (à environ 1,6 m du sol). L'utilisation d'un chariot mobile a par ailleurs permis de suivre le thanatopracteur dans ses déplacements lorsqu'une tâche demandait une station prolongée aux extrémités du corps du défunt (tête, jambes).

4.3.2 Prélèvement des microorganismes

En raison de leur complémentarité, trois échantillonneurs ont été utilisés pour les prélèvements et l'analyse du microbiote bactérien de l'air.

- A. Échantillonnage granulométrique du microbiote bactérien cultivable de l'air ambiant

L'impacteur Andersen à 6 étages (Tisch Environmental, OH, États-Unis) a été utilisé pour la collecte du microbiote bactérien cultivable présent dans l'air des laboratoires. Cet impacteur permet de séparer les particules bactériennes cultivables en 6 classes granulométriques allant d'un diamètre aérodynamique de 0,6 µm à > 7 µm (l'étage 1 a un diamètre de coupure (d_{50}) de 8 µm). Cette séparation permet de simuler le dépôt des aérosols dans le système respiratoire humain, comme indiqué au Tableau 2 (Andersen, 1958).

Tableau 2. Séparation granulométrique de l'impacteur Andersen et identification du site de dépôt dans le système respiratoire

Étage	Plage de diamètres granulométriques (µm)	Site de dépôt des particules
1	> 7,0	cavité nasale
2	4,7 à 7,0	pharynx
3	3,3 à 4,7	trachée et bronches primaires
4	2,1 à 3,3	bronches
5	1,1 à 2,1	bronchioles
6	0,6 à 1,1	alvéoles

Le débit de prélèvement a été ajusté à 28 litres/min et suivi en continu durant tous les prélèvements d'une durée de 15 minutes chacun. Les prélèvements ont été réalisés en série afin de couvrir au mieux la période nécessaire pour faire la thanatopraxie. Un blanc a été réalisé en début de journée avant les premières manipulations sur le défunt. Des géloses de trypticase de soya (TSA) additionnée de 5 % de sang de mouton défibriné (Oxoid Canada, Nepean, ON, Canada) ont été utilisées pour la collecte des bactéries. En fin de journée, les géloses ont été acheminées au laboratoire de microbiologie de l'IRSST et placées à l'incubateur à 37 °C.

B. Échantillonnage en personnel

Le CIP-10M (Tecora, Villebon-sur-Yvette, France) a été utilisé en prélèvement personnel, c'est-à-dire au niveau de la zone respiratoire du travailleur. Le CIP-10M effectue la collecte des particules microbiennes inhalables directement dans un tampon phosphate de grade PCR (PBS). Le débit de prélèvement est de 10 litres/min pour une vitesse de rotation de la coupelle d'environ 7000 RPM. La vitesse de rotation a été vérifiée en début et en fin de prélèvement à l'aide d'un tachymètre laser convertible (Cole-Parmer®, Vernon Hills, IL, États-Unis). La durée de prélèvement a varié de 1h30 à 3h30, selon la durée de la thanatopraxie. Les coupelles rotatives stérilisées ont été chargées initialement avec 2 mL de PBS de grade PCR, par la suite 1 mL de PBS a été ajouté chaque heure afin de compenser l'évaporation du liquide. À la fin du prélèvement, le contenu de la coupelle a été transféré dans un tube de 2 mL stérile et sans ADN pour le transfert au laboratoire.

C. Échantillonnage de l'air ambiant

Le CIP-10M (Tecora, Villebon-sur-Yvette, France) a aussi été utilisé en poste fixe pour des prélèvements de l'air ambiant.

Le SASS® 3100 (Research International, Inc., Monroe, WA, États-Unis) a été utilisé pour prélever de grands volumes d'air ambiant à côté de la dépouille et du thanatopracteur. Un filtre spécialement dédié à la collecte des bioaérosols a été utilisé comme média de prélèvement pour cet équipement. Ce filtre a une efficacité de collecte rapportée de 92 % pour les particules entre 0,5 et 5 µm à un débit de 120 litres/min et une efficacité de 50 % vis-à-vis des particules de 0,5 µm à un débit de 300 litres/min⁴. Dans cette étude, le débit utilisé est de 300 litres/min et les durées de prélèvement ont varié entre 1 et 4 heures. Après le prélèvement, les filtres ont été placés dans des plats de pétri afin de les transférer au laboratoire sans perdre de particules.

4.3.3 Mesures en temps réel des aérosols et des bioaérosols

A. Détection des bioaérosols et mesure des concentrations numériques

Les concentrations numériques et les granulométries des aérosols émis lors des thanatopraxies ont été mesurées en temps réel à l'aide d'un spectromètre à fluorescence induite par laser pour aérosols (WIBS-NEO⁵, Droplet Measurement Technologies, Longmont, CO, États-Unis). Le WIBS-NEO permet la détection en temps réel des bioaérosols en plus de celle de l'aérosol total (particules d'origine biologique + non biologique). La mesure des concentrations et des distributions granulométriques en nombre (DGN) de l'aérosol total se fait au moyen d'un compteur optique de particules à nombre de 10 classes granulométriques réglables entre 0,5 et 20 µm. Cette gamme de diamètres correspond aux particules susceptibles d'atteindre les voies respiratoires inférieures. Le WIBS-NEO utilise également deux diodes laser d'excitation des particules qui émettent un rayonnement ultraviolet d'une longueur d'onde de 280 nm pour l'une et de 370 nm pour l'autre, mesurant la fluorescence ultraviolette et visible résultante entre 310 et 400 nm ainsi qu'entre 420 et 650 nm, respectivement. Cette combinaison permet de recueillir la fluorescence issue de molécules répandues dans le vivant, notamment le NADPH, le tryptophane et la riboflavine. De cette façon, le WIBS-NEO permet à l'utilisateur de distinguer la fraction biologique (fluorescente) de celle non biologique (non fluorescente). Les échantillons, pris toutes les minutes, représentent des concentrations moyennées sur une minute. Cette haute résolution temporelle permet d'attribuer une tâche/action spécifique à une émission ponctuelle.

⁴ Détails méthodologiques tirés de SASS® 3100 Manual Particule Extractor | CBRN International (http://www.cbrnintl.com/SASS_3100_operational_details.html)

⁵ <https://www.dropletmeasurement.com/product/wideband-integrated-bioaerosol-sensor/>

B. Mesure et estimation des niveaux de base

Des niveaux de bases des particules fluorescentes et non fluorescentes ont été déterminés dans les différents laboratoires selon deux méthodes, soit la moyenne des concentrations mesurées avec le WIBS-NEO durant 15 min avant le début de toutes activités ou la moyenne de 10 % des échantillons les plus faibles pour chaque journée d'échantillonnage. Dans le laboratoire C, les deux méthodes de mesures des niveaux de bases ont été comparées. Un écart relatif de seulement 1,72 % pour les particules fluorescentes entre les deux méthodes a été obtenu.

4.4 Échantillonnage des surfaces

Des prélèvements de surface ont été réalisés à la fin de la thanatopraxie à l'aide d'écouvillons hygiéna Q-swab™ (Thermo Fisher Scientific, Waltham, MA, États-Unis) sur quelques surfaces horizontales afin de déterminer le microbiote bactérien cultivable déposée. Un gabarit de 100 cm² a été utilisé et les prélèvements ont été réalisés par rotation sur la surface ciblée selon trois axes. Après le prélèvement, l'écouvillon a été remis dans le tube de transport contenant le bouillon afin d'être acheminé au laboratoire. Les écouvillons ont été conservés à 4 °C pour une période d'environ 12 heures avant que les cellules bactériennes soient extraites puis étalées sur des géloses de TSA identiques à celles utilisées pour les prélèvements d'air avec l'impacteur Andersen.

4.5 Analyses des agents biologiques

4.5.1 Microbiote bactérien cultivable

Le microbiote bactérien cultivable présent sur les surfaces (frottis) et dans l'air ambiant (impacteur Andersen) a été analysé. Les échantillons sur gélose ont été incubés 48 heures à 37 °C. Les comptes bactériens totaux ont ensuite été réalisés à l'aide d'un stéréomicroscope (Nikon SMZ18, Melville, NY, États-Unis). Les comptes des échantillons d'air ont été corrigés selon la méthode des trous positifs (Andersen, 1958).

Pour l'identification des souches bactériennes, chaque colonie de la gélose originale ayant un phénotype distinct a été isolée afin d'obtenir une culture pure. Une combinaison de plusieurs méthodes d'identification a été utilisée pour la spéciation de chaque souche. La Figure 1 résume schématiquement le processus analytique mis en place.

Les cultures pures ont initialement été caractérisées par microscopie optique (montage humide, coloration de gram) ainsi que par les tests d'oxydase et de catalase. Par la suite, une caractérisation du profil en acides gras par chromatographie en phase gazeuse (FAME-GC) (IRSST, méthodes MA-341 et MA-344) a été réalisée. La méthode du FAME-GC permet de produire un profil des acides gras caractéristique de chaque espèce. Afin d'identifier une espèce donnée, ce profil a été comparé à ceux contenus dans la base de données Sherlock. Selon les indices de similitude (SI) obtenus, les identifications ont été rapportées à l'espèce (SI > 0,6) ou au genre (SI > 0,3). Lorsque l'identification n'était pas concluante, des galeries de tests biochimiques ont été utilisées. Dans le cadre de ce projet, les galeries utilisées ont été le *GEN III*® (Biolog, Hayward, CA, États-Unis) et les deux galeries de *Microscan*® soit le *Gram Positive ID 3* et le *Gram Negative ID 2* (Beckman Coulter, Mississauga, ON, Canada). Ces galeries permettent d'effectuer plusieurs tests biochimiques simultanément dans une plaque de 96 puits.

Chacun des puits est inoculé avec la culture bactérienne à identifier. Après l'incubation, la réaction de chaque test est lue. Selon le profil de réactivité et la comparaison à la charte de référence, l'identification est effectuée.

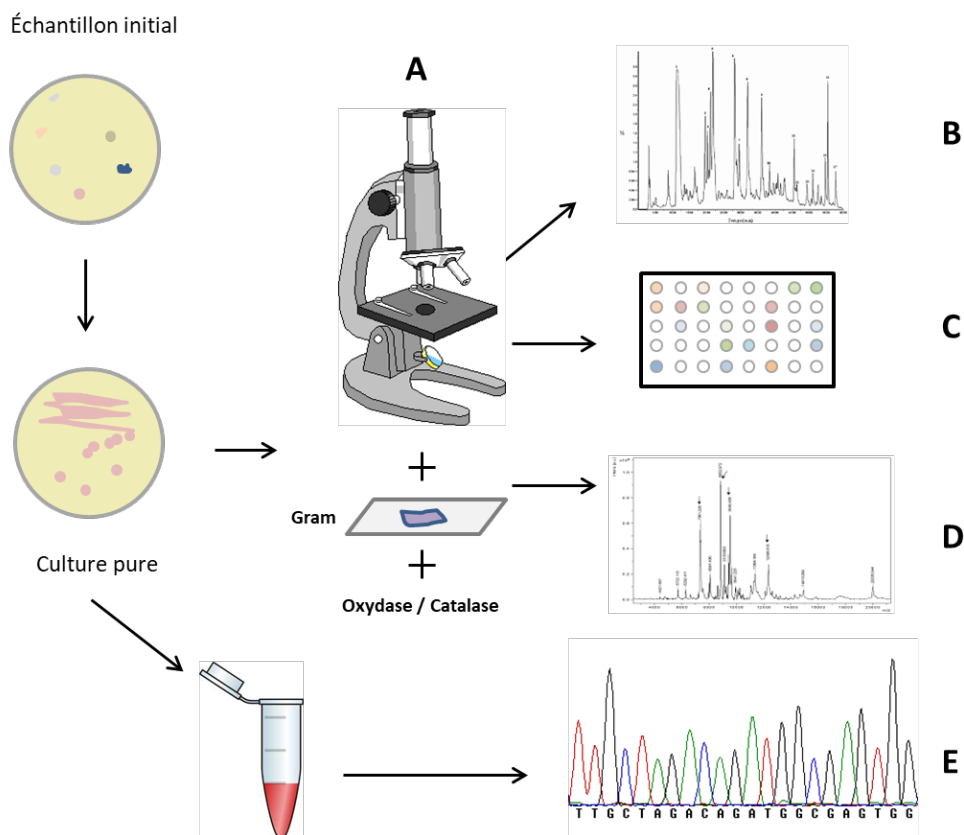


Figure 1. Résumé schématique des techniques analytiques utilisées pour l'identification de la fraction cultivable des bioaérosols échantillonnés.

A - Caractérisation morphologique par microscopie, coloration de Gram, tests d'oxydase et de catalase; B - FAME-GC; C - Microscan® et Biolog®; D - Maldi-TOF; E - Séquençage de l'ARNr 16S bactérien (Sanger).

Deux méthodes supplémentaires ont été utilisées afin de finaliser l'identification de certaines souches, soit la « désorption-ionisation par laser assistée par matrice », couplée à la « spectrométrie de masse par temps de vol » (Maldi-TOF) et le séquençage de type Sanger du gène de l'ARN ribosomal 16S bactérien (ARNr 16S).

La Maldi-TOF appliquée à l'identification bactérienne est une technique de caractérisation des composantes cellulaires bactériennes, celles-ci conférant une signature unique à chaque espèce bactérienne. Un frottis bactérien frais est pulvérisé/ionisé par laser, sous vide, par le Vitek-MS (Biomérieux, Marcy-L'Étoile, France). Cette ionisation attribue une charge aux molécules présentes, qui sont immédiatement accélérées et impactées dans un spectromètre de masse. Chaque impact de molécule est enregistré par l'appareil, qui les compile selon leur profil masse/charge. Le spectre de masse ainsi produit est comparé à ceux d'une base de données et associé à une espèce donnée.

Pour le séquençage, une suspension bactérienne a tout d'abord été préparée à partir des cultures pures avec du PBS de grade PCR et immédiatement congelée à -80 °C avant l'analyse. Un échantillon de 200 µL de chaque suspension bactérienne a été extrait avec la trousse *Quick DNA® Fungal/Bacterial Miniprep Kit* (Zymo Research, Irvine, CA, États-Unis), en suivant le protocole du manufacturier afin d'obtenir l'ADN de la souche à identifier.

L'ARNr 16S est composé de portions conservées, utiles à l'amplification du fragment, et de portions variables, utiles à la discrimination des espèces bactériennes entre elles. Ces sections variables sont bien définies et nommées V1 à V9 (Van de Peer, 1996; Chakravorty *et al.*, 2007). Les sections géniques variables V2 à V9 ont été amplifiées à l'aide des amorces *Ai* (AGR GTT YGA TYC TGG CTC AGG AYG) et *rJ* (GGT TAC CTT GTT ACG ACT T) (Bekal, Gaudreau, Laurence, Simoneau et Raynal, 2006; Janvier et Grimont, 1995) (annexe A), dans un appareil *T100 Thermal Cycler* (Bio-Rad, Hercules, CA, États-Unis). Les amplicons résultants ont été nettoyés à l'aide de la trousse *ExoSAP-IT Express®* (Thermo Fisher Scientific, Waltham, MA, États-Unis), qui digère les courts fragments d'ADN et les nucléotides en excès, en laissant les amplicons intacts. Une région génique restreinte comprenant les sections V2 à V4 a été marquée avec le *BigDye Terminator v3.1 Cycle Sequencing Kit®* (Thermo Fisher Scientific - voir aussi l'annexe A) et les amorces *Ai* et *rE* (GGA CTA CCA GGG TAT CTA AT) (Harf-Monteil, 2004). Les amplicons ont été analysés par le séquenceur *SeqStudio® Genetic Analyzer* (Applied Biosystems).

Les séquences d'ADN produites mesuraient environ 700 paires de bases. Elles ont été comparées à l'aide de l'algorithme *megablast* du National Center for Biotechnology Information⁶ (NCBI) aux séquences de leur base de données *16S ribosomal RNA sequences*. Les identifications au genre ont été rapportées pour les séquences ayant une similitude de plus de 97 % alors que les identifications à l'espèce ont été effectuées pour des similitudes de plus de 99 %. Le programme "Seqmatch" du Ribosomal Database Project⁷ (RDP) a été utilisé pour confirmer certaines séquences lorsque nécessaire.

4.5.2 Indicateurs microbiens d'exposition

A. Développement des systèmes de détection des indicateurs microbiens

Une réaction de polymérase en chaîne (PCR) permet de détecter la présence d'ADN d'un microorganisme ciblé, même à une faible concentration. Pour atteindre un bon niveau de performance et minimiser les risques de résultats faux positifs ou faux négatifs, une PCR doit préalablement être optimisée en laboratoire. Le Tableau 3 résume les 9 systèmes de détection ainsi que le ou les microorganismes ciblés.

Dans un premier temps, la température optimale d'appariement de la réaction PCR a été déterminée à l'aide de gradient de température (Annexe A), grâce à un thermocycleur *C1000 Touch™*, couplé au module optique *CFX96™* (Bio-Rad, Hercules, CA, États-Unis). Par la suite, la spécificité de chaque système a été individuellement testée avec un panel contenant au minimum 3 souches du microorganisme ciblé et entre 8 et 48 souches de microorganismes non ciblés (Annexe A). La concentration de l'ADN purifié des souches microbiennes de référence

⁶ <https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/>

⁷ https://rdp.cme.msu.edu/seqmatch/seqmatch_intro.jsp

a été uniformisée à 0,5 ng/µL. Cette étape permet de définir la sensibilité et la spécificité des systèmes de détection.

Tableau 3. Systèmes de détection des indicateurs microbiens d'exposition

Cible (gène)	Amorce (5' → 3')	Sonde (5' → 3')	pb	Référence
<i>Enterococcus sp. (16S)</i>	g-Encoc-F : ATCAGAGGGGATAACACTT	Efae16S390P :	337	Amorces, Matsuda 2009 ; Sonde, IRSST
	g-Encoc-R : ACTCTCATCTTGTCTTCTC	CGTTGCTCGGTGTCAGACTTTCGTCC		
<i>Streptococcus mutans (gtfB)</i>	SmutGTFB2028F : AACGGATACAGGGGACCGCAC	SmutGTFB2151P :	252	IRSST
	SmutGTFB2279R : CCAGCCGCTTCTTGATCGGAATGAT	ACGTTTGAAGGCTTCTGATCGC		
<i>Escherichia coli (uspA)</i>	EcolUSPA222F : AACACTGAATCTTACGGCT	EcolUSPA328P :	225	IRSST
	EcolUSPA446R : GAAACTTTCGATTGTAGGG	TGGAAGGAGTAACACTATGGC		
<i>Staphylococcus aureus (nuc)</i>	nuc For : CAAAGCATCCTAAAAAGGTGTAGAGA	nuc Probe :	89	McDonald 2005
	¹ C-nuc Rev : CTTCAATTTTCTTGCATTTTCTACCA	TGGTCTGAAGCAAGTGCATTACGAAAA		
<i>Streptococcus pneumoniae (ply)</i>	Sp ply F : TGCAGAGCGTCTTTGGTCTAT	² Sp ply P : CTCTTACTCGTGGTTTCCAACCTGA	153	Amorce F, Corless 2001, Fukasawa 2006 ; amorce R, IRSST ; sonde, Corless 2001
	SpnePLY1046R : TGCTTCCACTCTGTCTGAGGAGCTAC			
<i>Mycobacterium tuberculosis (insertion sequence IS6110)</i>	IS-FIP F2 : CCTACGTGGCCTTTGTACAC	MtubP2 : GCCTACGCTCGCAGGAT	145	Amorce F, Aryan 2010 ; amorce R et sonde, IRSST.
	MtubISR : TCTTTCAGGTCGAGTACGCCCTTCT			
<i>Clostridium difficile</i>	398CLDs : GAAAGTCCAAGTTTACGCTCAAT	551CLD-tq-FAM :	177	van den Berg 2006
	399CLDas : GCTGCACCTAAACTTACACCA			
<i>Virus de l'hépatite B</i>	245F : ACTCGTGGTGGACTTCTCTCAA	HBV-P :	184	Lindh 2006, Sun 2014
	432R : AAGAAGATGAGGCATAGCAGCA			
<i>ARNr 16S</i>	E517F : GCCAGCAGCCCGGTA	Aucune sonde utilisée	871	Amorce F, Soergel 2011 ; amorce R, Marchesi 1998,
	¹ 1387r-IRSST : GGGCGGTGTGTACAAGGC			

¹Amorce modifiée de la référence originale

²Séquence utilisée comme sonde dans ce projet, mais comme amorce anti-sens dans l'étude originale.

B. Extraction des échantillons

Les échantillons prélevés avec le SASS® 3100 Dry Air Sampler ont été extraits avec l'extracteur SASS® 3010 (Research International, Inc., Monroe, WA, États-Unis). Le filtre de prélèvement des bioaérosols a été placé dans le SASS® 3010 et extrait à l'aide de 8 mL de tampon d'extraction (Research International Inc.), en respectant le protocole du fabricant. L'extrait a été transféré dans un tube stérile de 15 mL avant de procéder à l'extraction de l'ADN. Entre chacun des échantillons, l'extracteur a été rincé avec 8 mL de nettoyant pour laboratoire PREempt® (Virox Technologies Inc., Oakville, ON, Canada), dont l'ingrédient actif principal est le peroxyde d'hydrogène. L'appareil a ensuite été rincé 3 fois à l'eau de grade PCR pour enlever les résidus de la solution nettoyante.

Les volumes des échantillons obtenus à l'aide du CIP10M ont été complétés à 1,5 mL, avec du PBS de grade PCR avant de procéder à l'extraction de l'ADN.

C. Extraction de l'ADN

Les échantillons du SASS ont été centrifugés à 10 000g pour une durée de 15 minutes afin de culotter les particules recueillies. Le surnageant a été retiré, en laissant environ 1 mL, et le culot a été resuspendu. Par la suite, les échantillons de SASS et de CIP10M, tous deux en tube de 2 mL, ont été centrifugés à 17 000 g durant 5 minutes. Le surnageant a été éliminé, laissant environ 200 µL à nouveau resuspendus. L'extraction de l'ADN a été réalisée à l'aide de la trousse Quick DNA® Fungal/Bacterial Miniprep Kit (Zymo Research, Irvine, CA, États-Unis), en suivant le protocole du fabricant.

D. Détection des indicateurs microbiens d'exposition

Le digital droplet PCR (ddPCR) qui permet la quantification absolue a été utilisé pour tous les systèmes de détection sauf pour l'ARNr 16S pour lequel le qPCR a été utilisé. Les tests de détection d'indicateurs microbiens ddPCR et qPCR (conditions présentées à l'annexe A) ont été effectués sur les extraits d'ADN provenant des échantillons prélevés à l'aide des CIP10M et SASS. Les analyses exécutées par ddPCR débutent par l'utilisation du *Droplet Generator QX200™* (Bio-Rad Laboratories Inc., Hercules, CA, États-Unis) pour produire environ 20 000 microgouttelettes, à l'intérieur desquelles est distribué l'extrait d'ADN. Par la suite, l'amplification de l'ADN se fait dans chacune des gouttelettes par le thermocycleur *C1000 touch™* (Bio-Rad Laboratories Inc.), pour finalement lire la fluorescence terminale obtenue dans chaque gouttelette à l'aide du *Droplet Reader QX200* (Bio-Rad Laboratories Inc.). L'analyse de l'ARNr 16S a été effectuée par qPCR avec le thermocycleur *C1000 touch™ couplé au module optique CFX96™* (Bio-Rad Laboratories Inc.).

Chaque réaction a été additionnée d'un contrôle interne d'amplification (Prime PCR Assay/Template Tbp, Mmu, qMmuCIP0042759, Bio-Rad Laboratories Inc.). Ce contrôle permet de valider individuellement la qualité de chaque réaction ddPCR afin de détecter de possibles interférences, telles que la présence d'inhibiteurs de la polymérase qui empêcherait l'amplification.

L'ARNr 16S de tous les échantillons a été analysé. Toutefois, aucun échantillon n'a produit de concentrations d'ARNr 16S supérieures à la concentration du contrôle négatif empêchant la production de résultats pour cette analyse. Les échantillons provenant des laboratoires A et C ont été analysés par chacun des 8 systèmes de détection d'indicateurs microbiens. Encore une fois, puisque les niveaux détectés étaient à peine supérieurs à la limite de détection de l'appareil, aucun résultat ne sera rapporté pour le ddPCR. Les échantillons du laboratoire B n'ont pas été analysés par les systèmes de détection puisqu'il n'y avait pas raison de croire que la quantité d'ADN serait supérieure dans ce laboratoire et permettrait le traitement des résultats.

4.5.3 Biodiversité microbienne

En raison de la trop faible quantité d'ADN, les analyses de biodiversité par séquençage de deuxième génération (NGS-Next generation sequencing) n'ont été effectuées que sur les échantillons du laboratoire C. La préparation des amplicons a été réalisée par le centre d'innovation de Génome Québec en utilisant les amorces 515F et 806R ciblant un fragment d'environ 300 paires de bases de la région V₄ de l'ARNr 16S des procaryotes (Tableau 4). Le séquençage a été réalisé avec la plateforme MiSeq (Illumina®, San Diego, CA, États-Unis) en utilisant une approche d'amplification produisant deux fois 250 paires de bases.

Tableau 4. Séquences des amorces utilisées pour le séquençage NGS

Amorces	515F	GTGCCAGCMGCCGCGGTAA	Références
	806R	GGACTACHVGGGTWTCTAAT	Références

Les séquences obtenues ont été traitées par le Centre canadien de génomique computationnelle (C³G) en utilisant un script de programmation adapté au projet et l'outil bio-informatique DADA2

(Callahan *et al.*, 2016). Après l'assemblage des régions contiguës, les séquences obtenues avaient des longueurs de fragments entre 257 et 264 paires de bases. Les séquences ont été groupées en variante de séquence d'amplicon (AVS amplicon sequence variant ou OTU) avant de procéder aux identifications taxonomiques à l'aide de la base de données de références SILVA (Pruesse, Peplies et Glöckner, 2012) Les données produites par l'analyse bio-informatique du C³G ont été traitées avec l'outil informatique MicrobiomeAnalyst (Dhariwal *et al.*, 2017). En raison du très faible nombre d'AVS obtenus, les critères de prévalence ont été fixés à 10 % et deux comptes, soit deux séquences identiques devant être présentes dans 10 % des échantillons pour être conservées dans les analyses.

4.6 Conditions aérauliques et dispersion des aérosols

Les mesures de distributions granulométriques et de concentrations numériques, dont les méthodes sont décrites ci-dessus, constituent à la fois des résultats indépendants, mais aussi des paramètres d'entrée pour les simulations de CFD. Ces simulations visent à décrire avec un haut niveau de détails les déplacements d'air et l'influence de la ventilation sur la dispersion des aérosols dans les laboratoires. En plus des caractéristiques des aérosols émis lors des thanatopraxies, ces simulations nécessitent comme autres paramètres les débits de ventilation aux différentes entrées et sorties d'air. À des fins de comparaison des différents scénarios de ventilation simulés avec la réalité, il est également nécessaire d'obtenir expérimentalement le taux de CAH dans les locaux.

4.6.1 Mesure des débits aux entrées et aux sorties d'air

Les débits d'air des bouches d'entrée ont été mesurés au moyen d'un balomètre (Model 8710, TSI Inc., Shoreview, MN, États-Unis) possédant une plage de mesure allant de 42 à 4250 m³/h et une précision de 3 % de la lecture. Du fait de la forme et des dimensions différentes des bouches de sortie, leurs débits d'air ont été calculés à partir de mesures de vitesses d'air en différents points de leur section. Ces mesures ont été réalisées avec un anémomètre à fil chaud (Model 8355, TSI Inc.) possédant une plage de mesure allant de 0,15 à 50 m/s et une précision de 2,5 % de la lecture.

4.6.2 Mesure du taux de changements d'air à l'heure

Le taux de changements d'air par heure a été déterminé à l'aide de la technique des gaz traceurs de l'American Society for Testing and Materials (ASTM, 2017). Une concentration uniforme de gaz traceur, le SF₆, est d'abord établie dans la pièce à l'étude. Les concentrations en SF₆ sont ensuite mesurées en fonction du temps et à différents points de mesure (fractions volumiques en parties par milliard – ppb). Par la rapidité de décroissance des concentrations en SF₆, l'âge de l'air (*age of air*) aux différents sites de mesure ainsi que son taux de renouvellement peuvent être estimés. Les mesures de concentration en SF₆ ont été faites à une hauteur de 1,7 m, comme recommandé dans la norme ASHRAE-55 (ASHRAE, 2004), avec un chromatographe portable à capture d'électron Autotracer (Autotracer modèle 101, Lagus Applied Technology Inc., Escondido, CA, États-Unis). La précision de cet appareil est de ± 5 %.

Les données de décroissance temporelle de la concentration du gaz traceur (SF₆) dans les locaux sont par ailleurs utilisées pour valider, en matière d'écoulement, le code de calcul choisi pour les simulations numériques.

Enfin, il convient de préciser qu'en connaissant le volume du local étudié, il est aussi possible d'obtenir des valeurs du nombre de CAH à partir des mesures au balomètre. Une bonne concordance entre les taux de changements d'air par heure obtenus par les deux méthodes (SF_6 et balomètre) permet de renforcer la validité des résultats.

4.6.3 Simulation numérique

Les simulations numériques du comportement aérodynamique de bioaérosols pour différents scénarios d'émission et différentes stratégies de soufflage ont été réalisées dans les trois laboratoires de thanatopraxie. Ces laboratoires, identifiés par les lettres A, B et C, se distinguent par leur superficie et le nombre de thanatopraxies qui peuvent être pratiquées simultanément. Les caractéristiques de chaque laboratoire sont présentées au Tableau 5. Une vue schématique est également présentée (Figure 2, Figure 3, Figure 4).

Tableau 5. Caractéristiques simulées des laboratoires

Laboratoire de thanatopraxie	Volume (m ³)	Surface de plancher (m ²)	Ventilation	
			Soufflage	Extraction
A	712,4	261,9	6 diffuseurs carrés au plafond	8 grilles au plafond et 8 grilles au comptoir
B	66,8	27,8	Aucune	1 grille située au plafond
C	112,7	46,7	4 grilles murales et 1 diffuseur carré au plafond	4 grilles murales

Comme illustré sur la Figure 2, le laboratoire A est ventilé par six diffuseurs d'air carrés, localisés au plafond et notés S1 à S6. Ce laboratoire comporte également 8 grilles d'extraction de 20 cm × 20 cm, situées au-dessus de chaque lit et 8 grilles murales de 8 cm × 12 cm, localisées à la hauteur du comptoir.

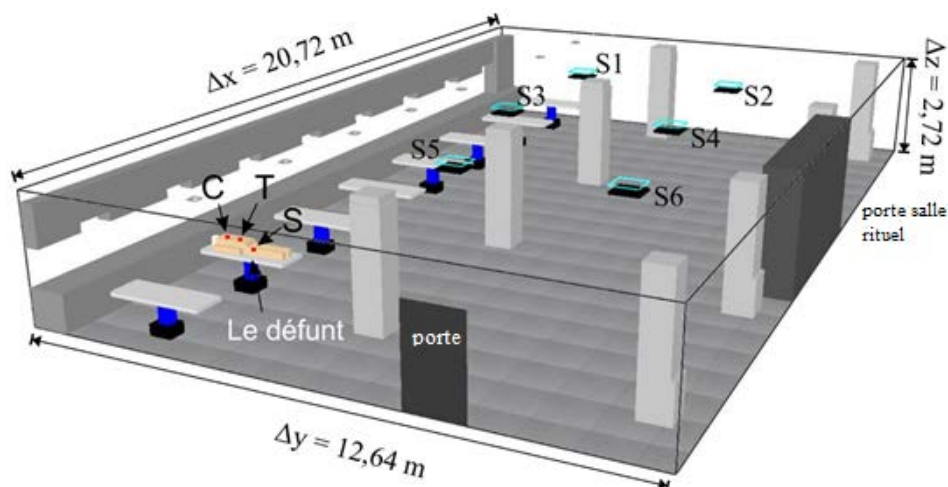


Figure 2. Représentation schématique du laboratoire A et des sources pour trois tâches émettrices (C = canule, T = trocart, S = suture).

Dans le laboratoire B, de plus petite taille (Figure 3), une grille de retour (44 cm × 80 cm), située au plafond, permet l'extraction de l'air vicié de la pièce. La pièce ne comporte aucun diffuseur ni de grille d'admission d'air frais. L'air extrait est remplacé par un débit d'infiltration localisé sous et au-dessus de la porte d'entrée du laboratoire.

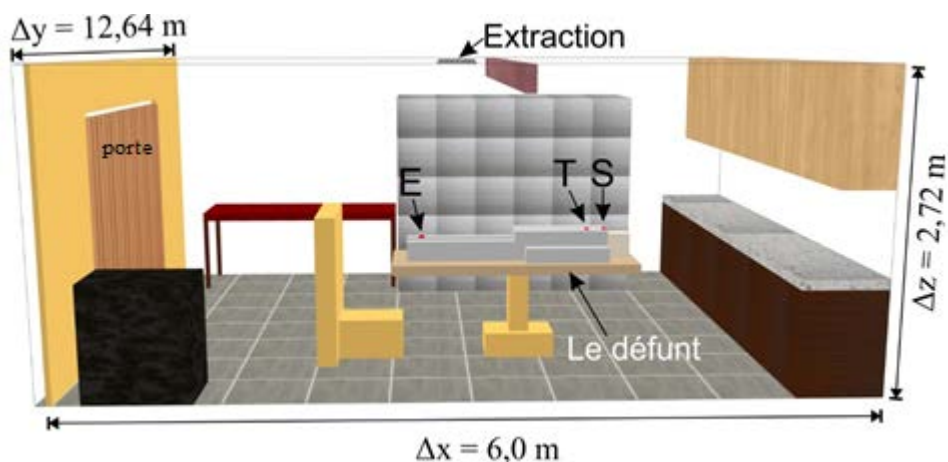


Figure 3. Représentation schématique du laboratoire B et des sources pour trois tâches émettrices (E = écarteur, T = trocart, S = suture).

L'admission de l'air dans le laboratoire C (Figure 4) se fait par l'intermédiaire de 4 grilles murales notées S1 à S4. De plus, ce laboratoire possède une zone d'entrée adjacente à la pièce principale d'une surface de plancher de 9,6 m². Cette zone est alimentée en air frais par un diffuseur carré au plafond noté S5. L'air est extrait par 2 grilles situées au niveau du plancher et 2 grilles murales à une hauteur de 1,12 m par rapport au plancher. Les laboratoires A et C sont ventilés selon le principe de dilution.

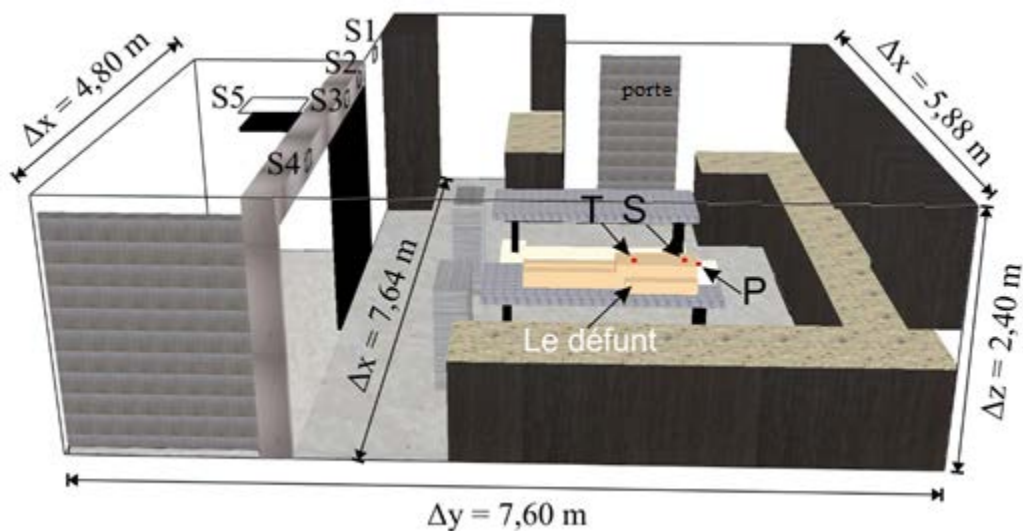


Figure 4. Représentation schématique du laboratoire C et des sources pour trois tâches émettrices (P = poudre adhésive, T = trocart, S = suture).

Afin de modéliser le comportement aérodynamique des bioaérosols et déterminer l'effet de certains facteurs d'influence, il est nécessaire de définir des scénarios d'émission de particules réalistes et en phase avec les observations expérimentales. Ces scénarios ont été choisis grâce à la séquence temporelle des événements rapportée et décrite à la section 4.2. Pour chaque activité génératrice de bioaérosols, les modélisations ont été réalisées en posant comme hypothèse que le diamètre aérodynamique des particules était identique au diamètre optique médian mesuré par le WIBS-NEO lors de l'activité retenue. Le Tableau 6 présente les scénarios simulés pour les 3 laboratoires.

Tableau 6. Scénarios d'émission modélisés

Laboratoire	Activité	Diamètre aérodynamique des particules émises (μm)	Flux d'émission (mg/s)	Durée de l'émission (min)	Masse totale de particules émises (mg)	Localisation de la source d'émission
A	canule	1,18	$4,00 \times 10^{-5}$	3	$7,20 \times 10^{-3}$	plastron
	suture	1,25	$4,56 \times 10^{-5}$	2	$5,47 \times 10^{-3}$	jambe droite
	trocart	0,99	$2,34 \times 10^{-5}$	4	$5,62 \times 10^{-3}$	estomac
B	écarteur	1,58	$0,76 \times 10^{-5}$	4	$1,83 \times 10^{-3}$	jambe droite
	suture	1,67	$0,71 \times 10^{-5}$	3	$1,28 \times 10^{-3}$	cou
	trocart	1,74	$0,55 \times 10^{-5}$	5	$1,64 \times 10^{-3}$	région épigastrique
C	poudre adhésive	3,47	$1,60 \times 10^{-5}$	3	$2,88 \times 10^{-3}$	cou
	suture	3,01	$0,69 \times 10^{-5}$	5	$2,07 \times 10^{-3}$	région épigastrique
	trocart	3,68	$0,14 \times 10^{-5}$	6	$0,50 \times 10^{-3}$	nombril

La localisation des sources d'émission (tâches) pour chaque activité est indiquée sur les Figure 2, Figure 3 et Figure 4. Les scénarios d'émission présentée au Tableau 6 ont été modélisés à 4 débits différents de ventilation et selon plusieurs stratégies de ventilation (laboratoires A et C). Ces conditions de ventilation sont résumées au Tableau 7. Les nombres de CAH dans les cases grisées correspondent au nombre de CAH dans les salles de thanatopraxie, déterminé expérimentalement à partir des mesures de gaz traceur. Les valeurs de 1 et 4 CAH ont été retenues selon les recommandations québécoise (Lajoie *et al.*, 2011) et française (Guez-Chailloux *et al.*, 2005). La société savante ASHRAE ne fait aucune référence spécifique aux salles de thanatopraxie. Toutefois, le taux de ventilation à 12 CAH a été choisi en suivant les recommandations de l'ASHRAE pour les départements d'autopsie (ASHRAE, 2017).

Sept stratégies de soufflage ont été simulées pour le laboratoire C. Ces stratégies consistent à fixer le débit de ventilation total (Q_T) à $7,51 \text{ m}^3/\text{min}$ soit 4 CAH et à varier le débit d'air soufflé par le diffuseur S5 (Q_{S5}) par rapport au débit des 4 grilles murales (S1 à S4). De façon similaire, 3 stratégies ont été étudiées pour le laboratoire A. Dans ce cas, le taux de CAH a été fixé à 2,1 (Q_T

= 24,93 m³/min) et les débits d'air des diffuseurs S2, S4 et S6 variaient par rapport aux débits soufflés par les diffuseurs S1, S3 et S5 (Figure 4).

Tableau 7. Nombre de changements d'air par heure (CAH) et stratégies de soufflage

Laboratoire	Nombre de CAH (h ⁻¹)	Stratégies de soufflage
A	1	-
	2,1	$\frac{(Q_{s2}+Q_{s4}+Q_{s6})}{Q_T}=[44, 54, 64]\%$
	4	-
	12	-
B	1	-
	4	-
	10,3	-
	12	-
C	1	-
	4	$\frac{Q_{s5}}{Q_T}=[0, 6, 30, 48, 70, 86, 94]\%$
	7,9	-
	12	-

Les simulations numériques ont été réalisées à l'aide du logiciel *Fire Dynamics Simulator* (FDS version 6.7.1) qui a fait l'objet d'études de vérification (McGrattan, Hostikka, McDermott, Floyd et Vanella, 2019a) et de validation (McGrattan, Hostikka, McDermott, Floyd et Vanella, 2019b). La méthodologie suivie pour la modélisation de la ventilation et du comportement aérodynamique des bioaérosols est identique à celle décrite dans le rapport R-879 publié par l'IRSST en 2015 (Lavoie *et al.*, 2015). Cependant, seul le modèle eulérien de glissement a été retenu dans la présente étude. Rappelons que ce modèle est basé sur la résolution d'une équation de transport d'un scalaire passif, modifiée pour tenir compte de la sédimentation des particules et de la déposition turbulente sur les parois des salles modélisées. Le modèle de glissement néglige l'inertie des particules, ce qui limite son utilisation à des diamètres de l'ordre de 10 µm au maximum (Parker, Nally, Foat et Preston, 2010). Une étude d'indépendance du maillage a été effectuée pour chaque laboratoire modélisé. Cette étude a conduit à la sélection de maillages constitués de 4,03×10⁶, 1,06×10⁶ et 1,75×10⁶ nœuds pour les laboratoires A, B et C respectivement.

Chaque stratégie de soufflage a fait l'objet d'une initialisation préalable du champ de vitesse. À titre d'exemple, la modélisation à 4 CAH du scénario « suture », dans le laboratoire A, a été effectuée en 2 temps. Une première modélisation sans émission de bioaérosols est réalisée pendant un temps suffisant (typiquement 900 s) pour obtenir un champ de vitesse établie. Ensuite, ce champ de vitesse sert de condition initiale de l'écoulement pour la modélisation avec émission de bioaérosols. Cette démarche a été suivie pour les 20 scénarios de soufflage présentés au Tableau 6. Le temps final des simulations des scénarios d'exposition a été fixé à 30 minutes.

5. RÉSULTATS et DISCUSSION

5.1 Aérosols et bioaérosols

5.1.1 Profils d'émission par laboratoire lors des thanatopraxies

Pour chacun des trois laboratoires visités, l'évolution temporelle journalière du facteur d'émission des particules fluorescentes (biologiques) et non fluorescentes (non biologiques) est présentée (Figure 5, Figure 6, Figure 7). Ce facteur correspond au rapport de la concentration en particules mesurée à un temps t (C) sur celle de base (C_0). Sur chacun des graphes, figurent aussi les tâches (mots-clés) ayant été effectuées, concordant avec les principaux pics d'émission. Les pics non annotés sont soit non identifiés soit attribuables à des tâches ayant généré des augmentations plus marquées à un autre moment de la thanatopraxie. L'identification des tâches sur ces figures permet de montrer qu'une majorité de tâches définies par un mot-clé génère des augmentations marquées de la concentration en particules fluorescentes et/ou non fluorescentes.

A. Laboratoire A

Le niveau de base, C_0 , estimé pour le laboratoire A est de 0,45 particule/cm³ pour les particules non fluorescentes et de 0,13 particule/cm³ pour les particules fluorescentes. Pour le laboratoire A, il est notable que les concentrations de particules fluorescentes augmentent plus fortement que celles de particules non fluorescentes en regard de leur niveau de base respectif. Ainsi, le facteur d'émission fluorescent est majoritairement compris entre 3 (0,39 particule/cm³) et 7 (0,91 particule/cm³) alors que celui des particules non biologiques est la plupart du temps proche de 2 (0,90 particule/cm³) avec des maximums de l'ordre de 3 (1,35 particule/cm³).

De manière générale, il est possible d'observer une plus grande variabilité des concentrations de la fraction fluorescente. En effet, la Figure 5 permet de constater l'apparition de pics de concentration en particules d'origine biologique n'étant pas nécessairement corrélés à une augmentation du nombre de particules non fluorescentes. Un exemple est très visible lors d'une opération de « suture, poudrage ». Des émissions de particules fluorescentes, lors des opérations correspondant aux mots-clés « suture, poudrage », « ensachage », « trocart », « canule, incision, injection », « lavage, essuyage », « nettoyage de la table » et « manipulation », sont clairement identifiables pour le laboratoire A. Bien que des facteurs d'émission importants puissent être atteints lors de la réalisation d'une tâche, il convient de garder à l'esprit que les niveaux atteints ponctuellement peuvent ne pas être dus seulement à cette tâche, mais peuvent être attribuables à une accumulation de particules liée aux actions passées récentes.

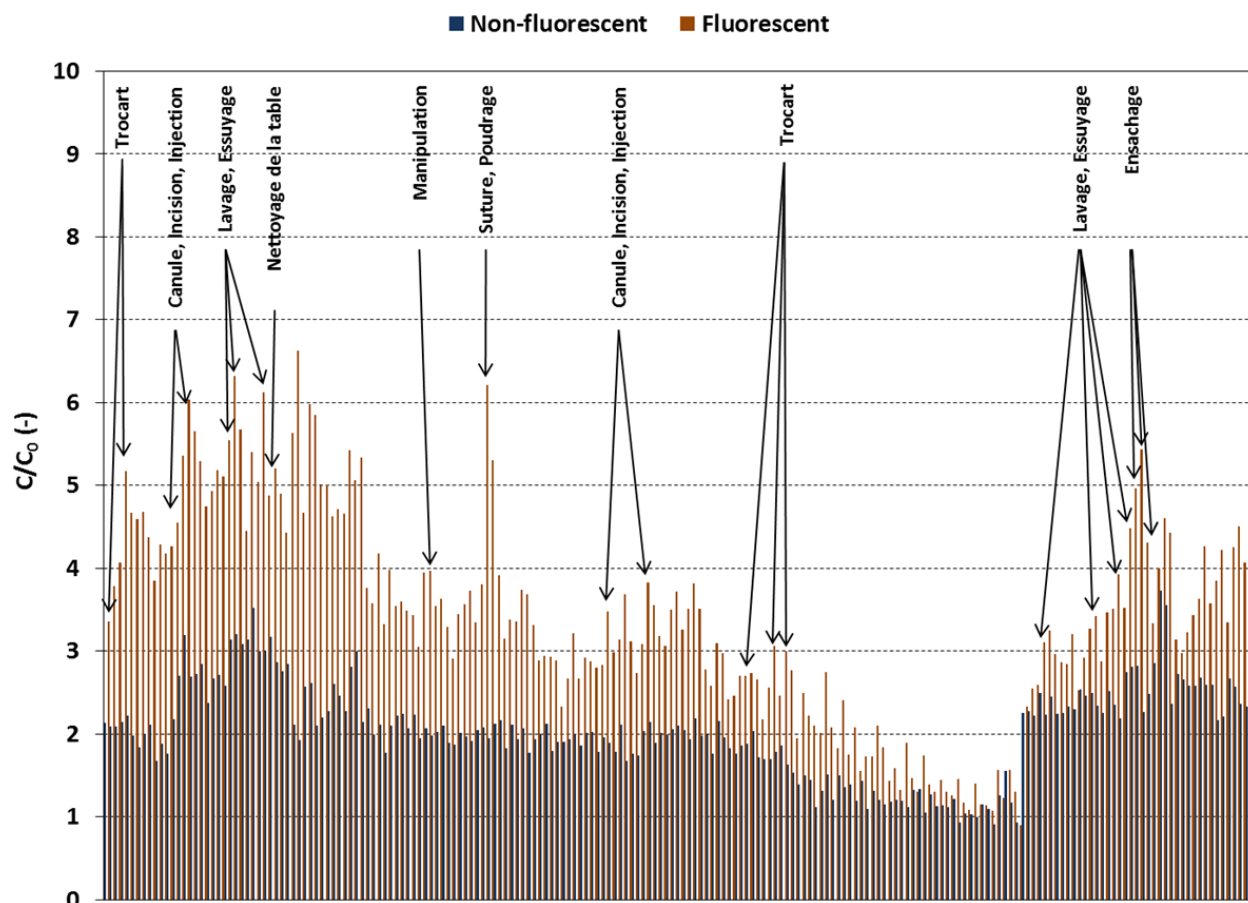


Figure 5. Chronologie des facteurs d'émission (C/C_0) pour les particules fluorescentes et non fluorescentes pour le laboratoire A (durée totale : 207 min).

B. Laboratoire B

Le niveau de base, C_0 , estimé pour le laboratoire B est de 1,41 particule/cm³ pour les particules non fluorescentes et de 0,24 particule/cm³ pour les particules fluorescentes. Contrairement au laboratoire A, les concentrations en particules fluorescentes augmentent dans des proportions similaires à celles des particules non fluorescentes. Les facteurs d'émission fluorescents comme non fluorescents sont compris entre 1 (0,24 particule/cm³ pour les particules fluorescentes et 1,41 particule/cm³ pour les particules non fluorescentes) et 2 (0,48 particule/cm³ pour les particules fluorescentes et 2,82 particules/cm³ pour les particules non fluorescentes). Des maximums d'environ 4 (0,96 particule/cm³) et 2,5 (3,53 particules/cm³) sont respectivement observés pour les fractions fluorescentes (bioaérosols) et non fluorescentes (particules non biologiques).

La Figure 6 montre globalement une synchronisation des principales fluctuations du facteur d'émission pour les deux types de particules dans le laboratoire B. Des émissions de particules fluorescentes lors des opérations « préparation, nettoyage du matériel », « suture, poudrage », « ensachage », « trocart », « canule, incision, injection », « lavage, essuyage », « écarteur », sont clairement identifiables dans ce laboratoire.

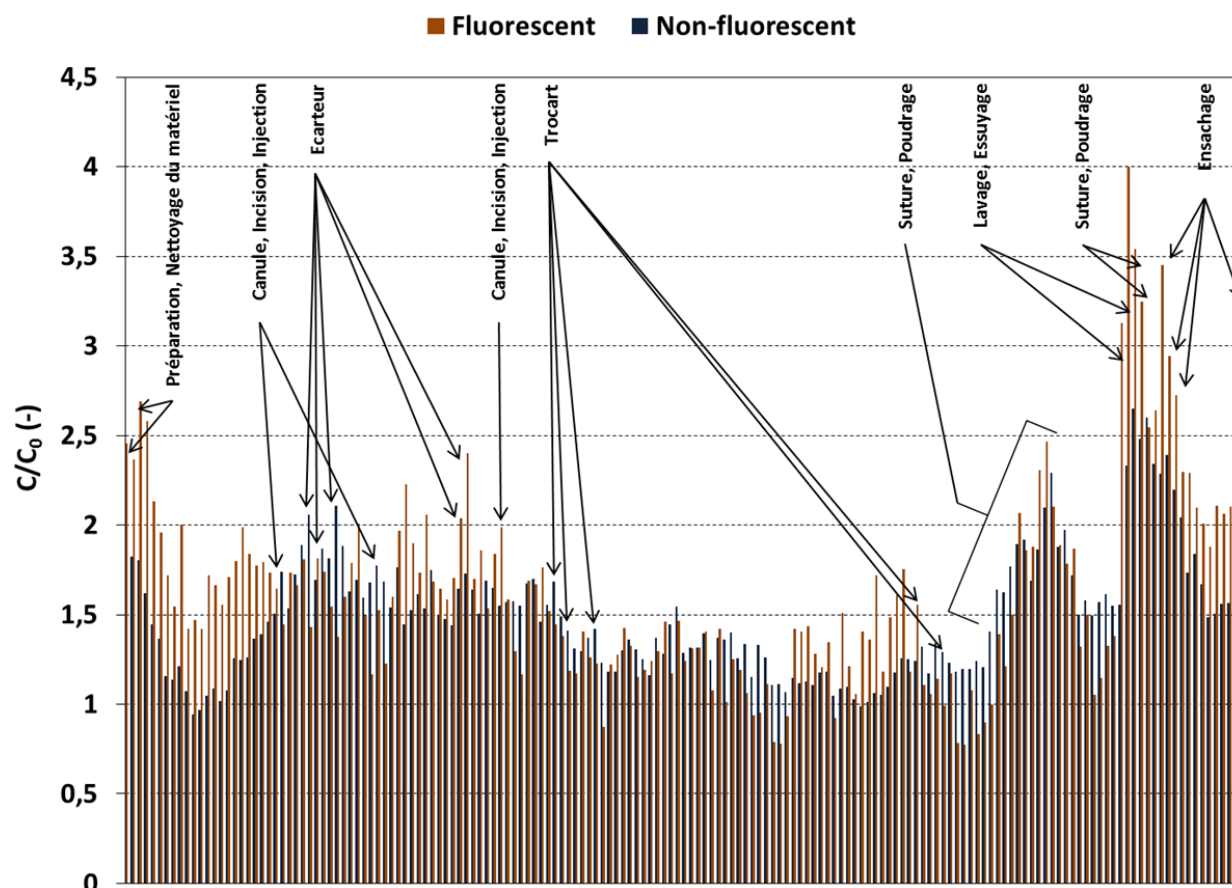


Figure 6. Chronologie des facteurs d'émission (C/C_0) pour les particules fluorescentes et non fluorescentes pour le laboratoire B (durée totale : 210 min).

C. Laboratoire C

Dans ce laboratoire, deux niveaux de base (C_0) distincts ont dû être établis (AM et PM) pour les particules non fluorescentes. Ces niveaux de base estimés sont de 1,44 particule/cm³ (AM) et de 0,31 particule/cm³ (PM). Le niveau de base des particules fluorescentes est, quant à lui, de 0,17 particule/cm³, le même pour les deux périodes. Similairement au laboratoire A, les concentrations en particules fluorescentes augmentent plus fortement que celles des particules non fluorescentes en regard de leur niveau de base respectif. Les facteurs d'émission des particules non fluorescentes sont compris entre 1 et 2 (0,31 particule/cm³ (PM) et 2,88 particules/cm³ (AM)), alors que ceux des particules fluorescentes varient entre 1 et 5,5 (0,17 particule/cm³ et 0,93 particule/cm³). Le laboratoire C se démarque principalement par des pics d'émission très élevés et simultanés des particules fluorescentes (entre 2,04 particules/cm³ et 7,65 particules/cm³, facteurs d'émission entre 12 et 45) et non fluorescentes (entre 0,93 particule/cm³ et 26,35 particules/cm³, facteurs d'émission entre 3 et 85).

Dans ce laboratoire, des émissions de particules fluorescentes, lors des opérations « occlusion », « suture, poudrage », « trocart », « canule, incision, injection », « lavage, essuyage », « manutention », « préparation, nettoyage du matériel », « nettoyage de la table », sont clairement identifiables sur la Figure 7.

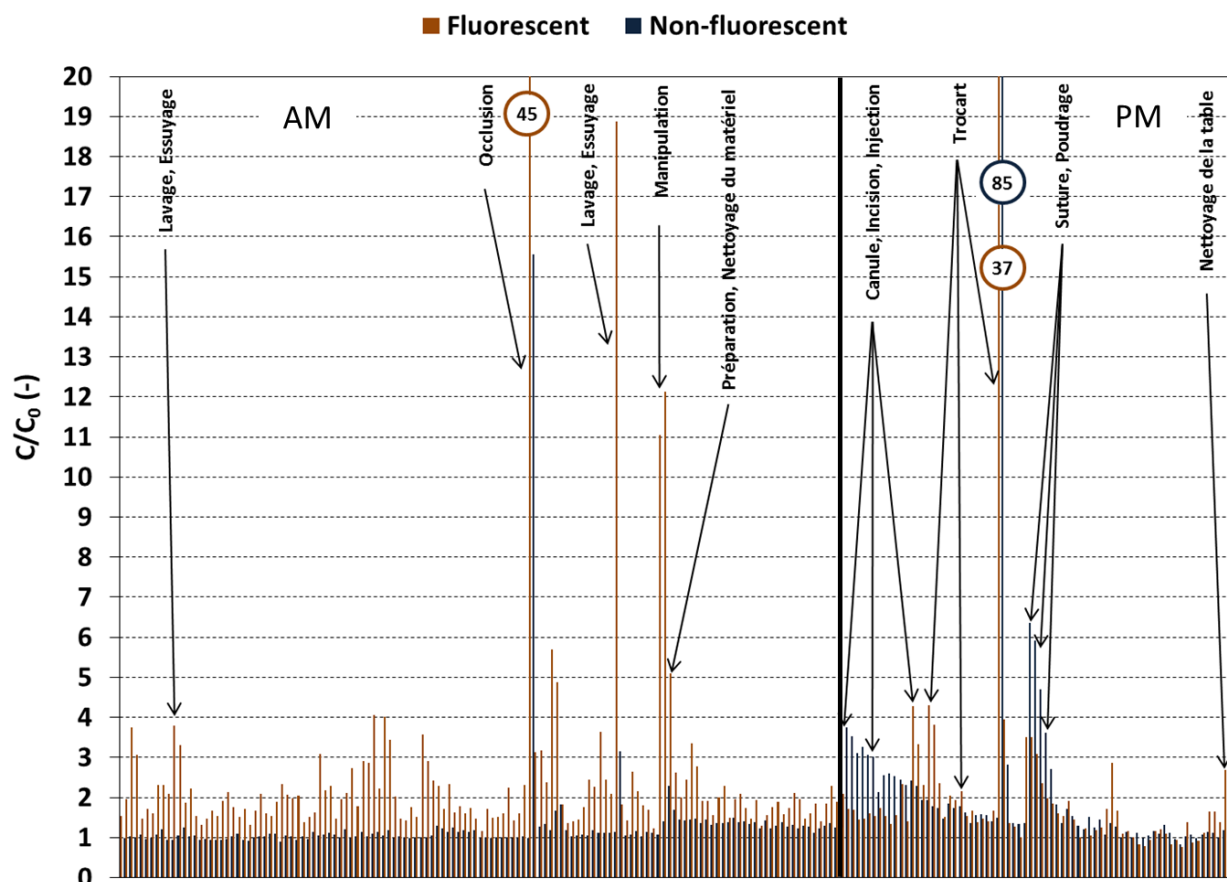


Figure 7. Chronologie des facteurs d'émission (C/C_0) pour les particules fluorescentes et non fluorescentes pour le laboratoire C (durées totales : AM – 211 min, PM – 147 min).

D. Comparaison des concentrations et des facteurs d'émission entre laboratoires

La Figure 8 présente les concentrations et les facteurs d'émission mesurés par laboratoire pour les particules fluorescentes et non fluorescentes.

Pour les particules fluorescentes, en plus d'avoir des concentrations relativement semblables entre les laboratoires, les résultats présentent une assez faible dispersion comparativement à la fraction non fluorescente. Pour le laboratoire C, quelques valeurs extrêmes sont remarquables, entre autres avec 5 points dépassant $1,9$ particule/cm³ et atteignant jusqu'à $7,65$ particules/cm³.

Pour les particules non fluorescentes, les concentrations sont plus élevées en comparaison des particules fluorescentes. De plus, les concentrations dans le laboratoire B sont plus élevées que celles des laboratoires A et C. Pour le laboratoire C, on observe, comme pour les particules fluorescentes, des valeurs extrêmes atteignant $26,35$ particules/cm³.

Concernant les facteurs d'émission, le graphique montre la dispersion des valeurs pour chaque paramètre et pour chaque laboratoire. Il est possible de remarquer que les facteurs d'émission dans le laboratoire A présentent une dispersion plus importante que dans les laboratoires B et C.

Il est aussi possible de constater que le laboratoire C possède les facteurs d'émission les plus élevés pouvant atteindre 45 fois le niveau de base, comparativement à moins de 7 fois pour les laboratoires A et B. De plus, les facteurs d'émission des fractions fluorescentes sont supérieurs à ceux des particules non fluorescentes pour les trois laboratoires.

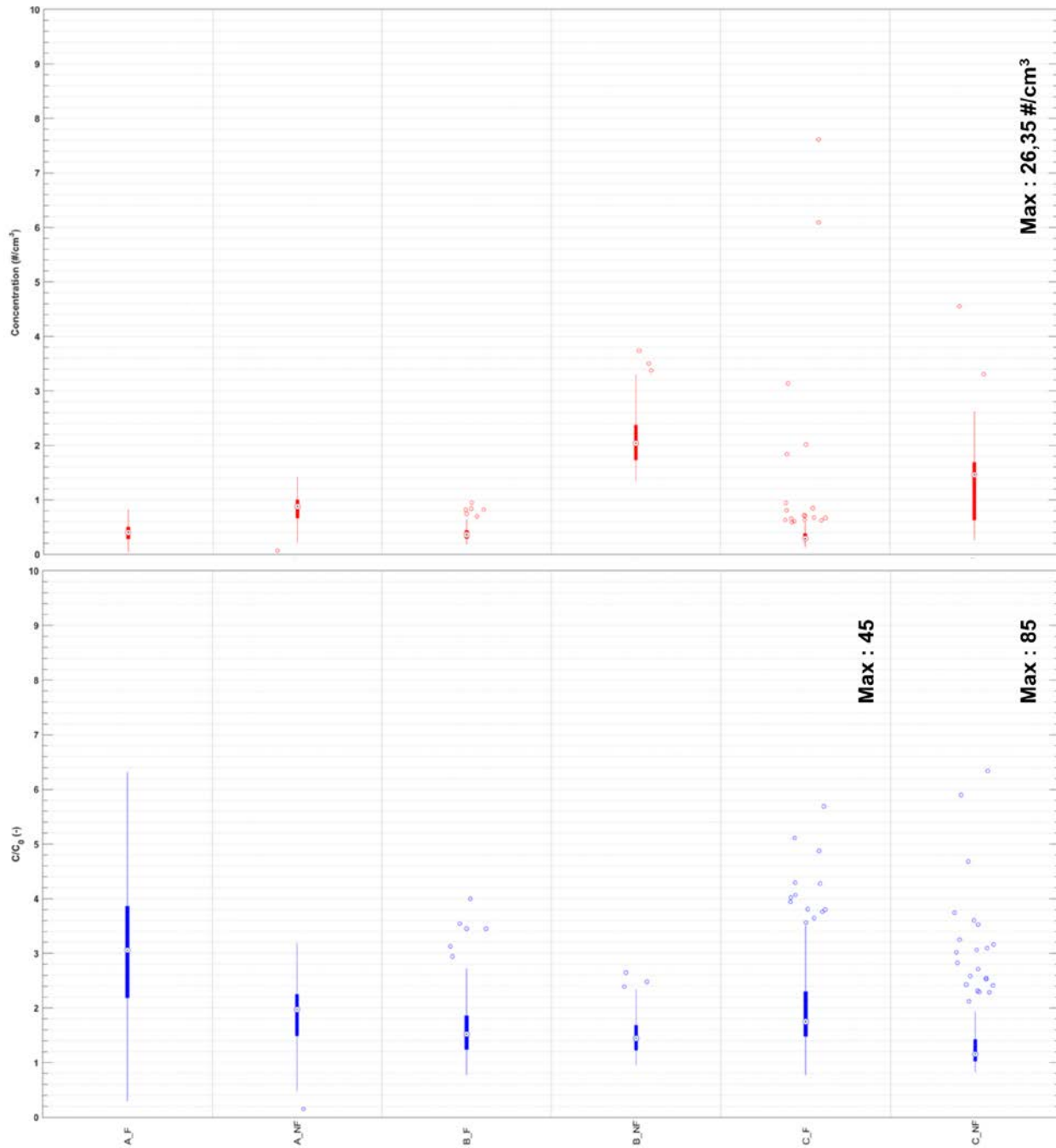


Figure 8. Concentration (haut) et facteur d'émission (bas), par laboratoire (A, B et C), des particules fluorescentes (F) et non fluorescentes (NF).

Les résultats montrent que le laboratoire C se démarque des laboratoires A et B par des facteurs d'émission ponctuellement très élevés, à savoir jusqu'à $85 \times C_0$. Les observations terrain suggèrent que la pratique du thanatopracteur pourrait expliquer ces données extrêmes.

5.1.2 Comparaison, par laboratoire, des caractéristiques d'émission des différentes tâches

Les résultats présentés précédemment ont permis de pointer pour les trois laboratoires visités les pics d'émission ayant été attribués à des tâches définies par des mots-clés. Plusieurs de ces tâches sont apparues, de façon récurrente, comme génératrices de particules biologiques ou non biologiques. Dans cette partie, les concentrations et les facteurs d'émission sont comparés pour chaque mot-clé. Au-delà de comparaisons des tâches entre elles, les graphiques ci-après permettent de comparer les concentrations et les facteurs d'émission des particules fluorescentes et non fluorescentes pour chaque tâche.

A. Laboratoire A

Concentrations

Les concentrations en particules non fluorescentes varient d'une tâche à une autre, c.-à-d., entre $0,62$ particule/cm³ « suture, poudrage » et $1,11$ particule/cm³ « ensachage » (Figure 9), en excluant le « rasage/épilation » ($1,37$ particule/cm³) et le « nettoyage de la table » ($1,35$ particule/cm³) qui ne sont survenus qu'une seule fois. La faible occurrence de ces deux tâches dans ce laboratoire confère d'ailleurs une incertitude élevée quant aux niveaux mesurés. L'ensemble des autres tâches sont survenues entre 4 et 32 fois. Quatre tâches (« occlusion », « suture, poudrage », « lavage, essuyage » et « ensachage ») présentent une variabilité plus importante des concentrations en particules non fluorescentes. À l'inverse, l'exécution de « massages » fait figure d'exception en présentant une très faible variabilité.

Au contraire des particules non fluorescentes, les concentrations des bioaérosols varient peu d'une tâche à une autre. Les concentrations sont comprises entre $0,25$ particule/cm³ (« suture, poudrage ») et $0,56$ particule/cm³ pour l'« ensachage », en ne considérant que les tâches ayant pu être observées plus d'une fois. Du point de vue de la variabilité des concentrations, la Figure 9 montre que les quatre mêmes tâches se démarquent pour les particules fluorescentes et non fluorescentes. Il est important de garder à l'esprit que, malgré la faible variation des concentrations de bioaérosols, certaines tâches peuvent provoquer ponctuellement des augmentations marquées (« canule, incision, injection », « occlusion », « suture, poudrage », « lavage, essuyage », « ensachage »).

Facteurs d'émission

Logiquement, le comportement des facteurs d'émission est semblable à celui des concentrations. En ne prenant en compte que les tâches observées de multiple fois, le facteur d'émission maximal pour les particules non fluorescentes est de 2,48 pour l'« ensachage ».

Concernant les particules fluorescentes, les facteurs d'émission pour les tâches observées de multiple fois se situent entre 1,95 et 4,3; il s'agit de la « suture, poudrage » et de l'« ensachage ».

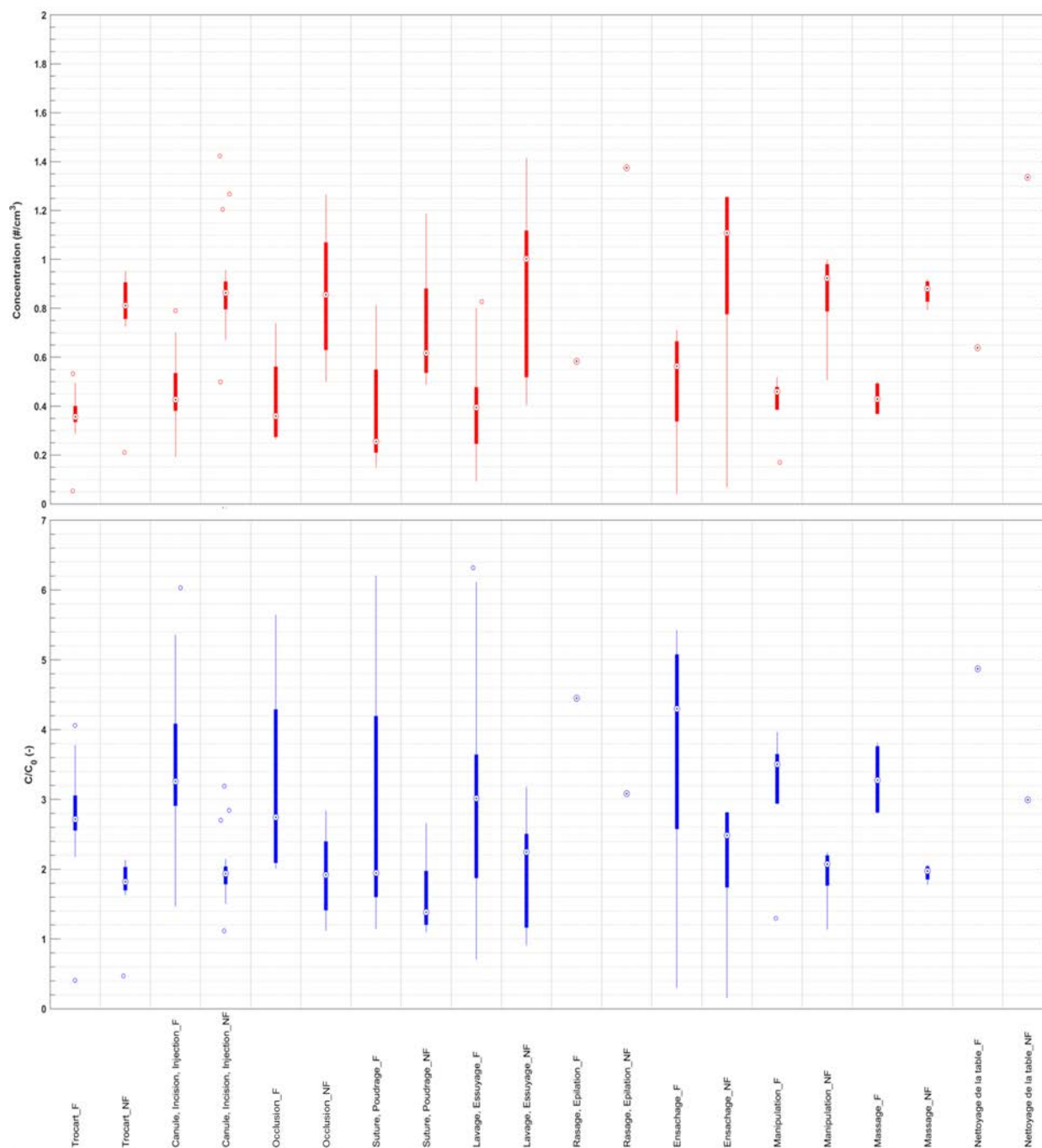


Figure 9. Concentration (haut) et facteur d'émission (bas) des particules fluorescentes (F) et non fluorescentes (NF), par tâche, pour le laboratoire A.

Au-delà des valeurs des concentrations et des facteurs d'émission de particules fluorescentes et non fluorescentes, la Figure 9 permet surtout de mettre en exergue l'aérosolisation préférentielle des bioaérosols lors des thanatopraxies. En effet, bien que les concentrations des bioaérosols (fraction fluorescente) soient plus faibles que celles des particules non biologiques, la tendance est clairement inverse pour les facteurs d'émission puisque les fractions fluorescentes sont alors plus élevées que les fractions non fluorescentes pour une même tâche.

Granulométrie

Les granulométries des particules fluorescentes ainsi que leur fraction par taille sont représentées pour quatre des tâches les plus émissives à la Figure 10 : « ensachage », « manipulation », « massage », « canule, incision, injection ». Cette figure permet d'observer l'existence d'un profil quasi unique tant en matière de granulométrie que de fractions fluorescentes. En effet, la concentration en particules fluorescentes décroît de façon monotone en même temps que le diamètre des particules augmente. À l'inverse, leur part dans l'aérosol total croît majoritairement avec le diamètre des particules et atteint respectivement plus de 50 % et 80 % pour les particules de plus de 1 et 2 µm de diamètre. Sans pouvoir en donner la justification, il est notable que pour le « massage » et la « manipulation », la fraction fluorescente diminue sensiblement et de façon ponctuelle pour les particules de 3 µm de diamètre avant de retrouver l'allure générale des autres courbes.

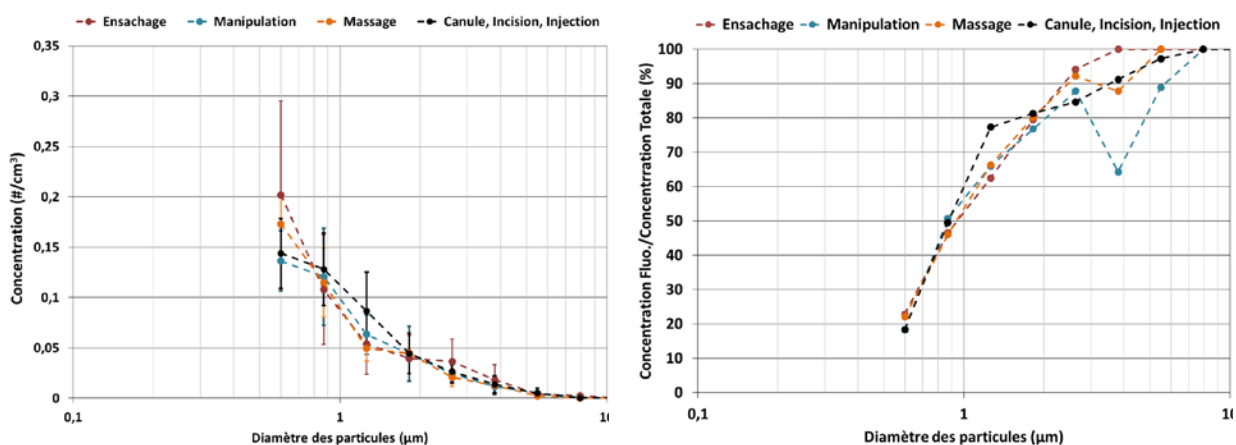


Figure 10. Concentration en particules fluorescentes (gauche) et fraction fluorescente (droite), pour les quatre tâches les plus émissives dans le laboratoire A, selon la taille des particules.

B. Laboratoire B

Concentrations

Comme pour le laboratoire A, les concentrations en particules non fluorescentes varient peu d'une tâche à une autre, c.-à-d., entre 1,62 particule/cm³ (« rasage, épilation ») et 2,82 particules/cm³ (« ensachage ») (Figure 11), en excluant la « manipulation », une tâche n'ayant été observée que deux fois dans ce laboratoire. L'ensemble des autres tâches sont survenues entre 5 et 29 fois chacune. Toutefois, la variabilité des concentrations en particules

non biologiques des différentes tâches est moins importante que dans le laboratoire A, avec deux tâches se démarquant par une dispersion des valeurs assez faible : « rasage, épilation » et « trocart ».

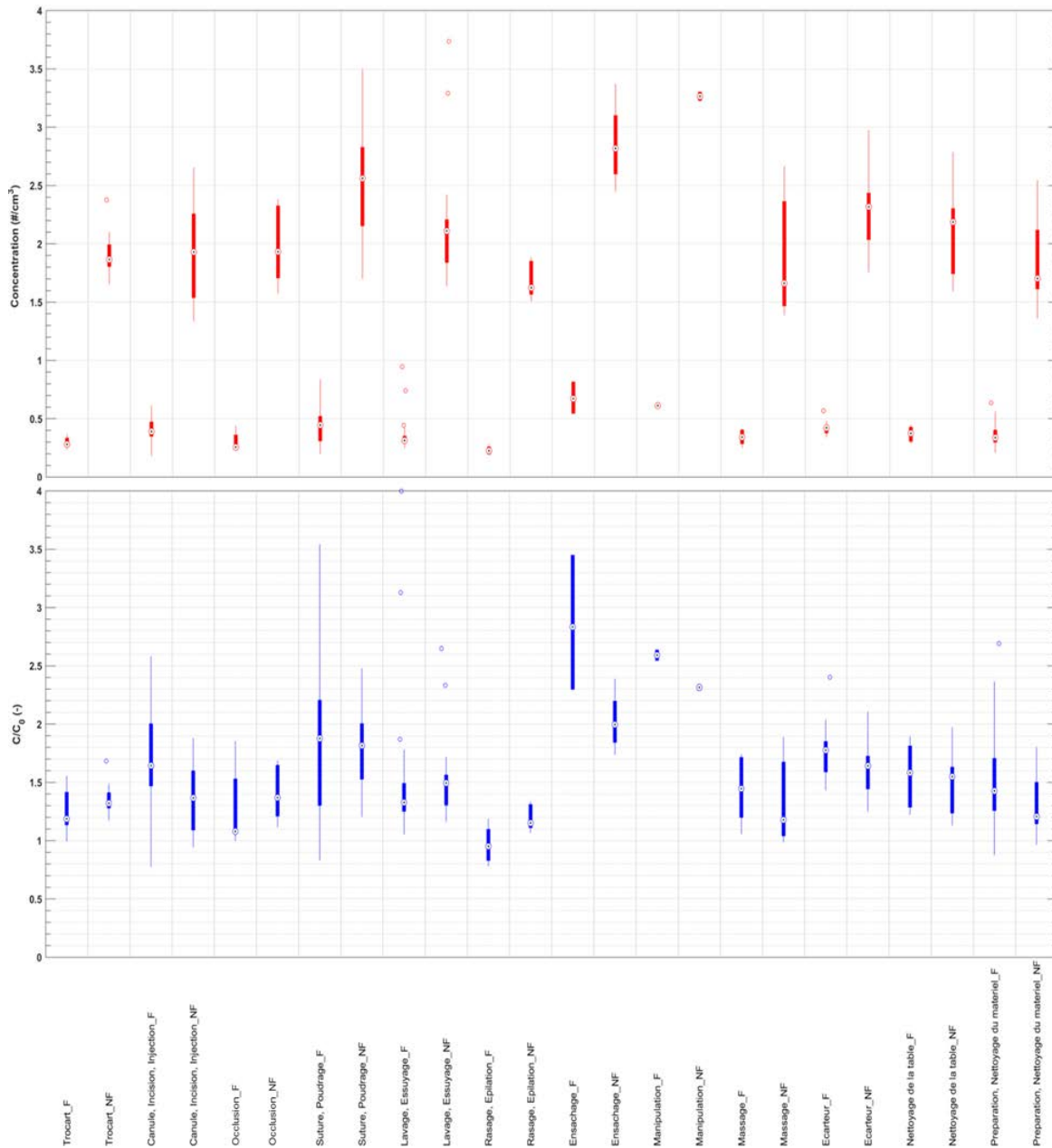


Figure 11. Concentration (haut) et facteur d'émission (bas) des particules fluorescentes (F) et non fluorescentes (NF), par tâche, pour le laboratoire B.

À l'instar des particules non fluorescentes, la concentration des bioaérosols varie peu d'une tâche à une autre et est comparable à celle mesurée dans le laboratoire A. La valeur médiane de la concentration est comprise entre 0,23 particule/cm³ (« rasage, épilation ») et 0,67 particule/cm³ (« ensachage »). Similairement au laboratoire A, l'« ensachage » semble être la tâche générant le plus de particules fluorescentes. À l'inverse des particules non fluorescentes, la Figure 11 montre que principalement quatre tâches se distinguent par une variabilité plus élevée, à savoir, « ensachage », « lavage, essuyage », « préparation, nettoyage du matériel » et « suture, poudrage ».

Granulométrie

Concernant la granulométrie des aérosols fluorescents, les concentrations plus importantes observées pour les particules supérieures à 1 µm, mesurées pour les différentes tâches dans le laboratoire B, mais aussi pour les niveaux de base, semblent être liées au fait que sa ventilation ne comporte qu'une extraction d'air et aucune introduction d'air filtré.

La Figure 12 présente pour trois tâches les mêmes types de données que la Figure 10. Elle montre que deux profils tendent à se dégager en matière de distribution granulométrique des particules biologiques. Les émissions des tâches « ensachage » et « suture, poudrage » sont comparables bien que les valeurs absolues des concentrations diffèrent. Les profils présentent un plateau pour les particules ayant un diamètre entre 0,9 et 4 µm. La distribution granulométrique des bioaérosols émis lors de la « manipulation » des corps est très semblable à la différence d'un pic pour les particules d'environ 0,9 µm de diamètre.

Toutefois, en regard de la fraction fluorescente, il n'y a pas de différence dans les profils présentés à la Figure 12. En effet, mise à part une baisse pour les particules de plus de 8 µm durant l'« ensachage », la fraction fluorescente des aérosols émis augmente avec le diamètre des particules de façon similaire pour les trois tâches sélectionnées. Ainsi, 50 % des particules de 2,5 µm et 80 % de celles de 6 µm sont fluorescentes. Finalement, il est intéressant de remarquer que les résultats du laboratoire A et du laboratoire B diffèrent principalement par l'émission plus importante de particules de plus de 1 µm dans le laboratoire B, expliquant ainsi, le décalage des diamètres correspondant aux fractions fluorescentes de 50 % et 80 %.

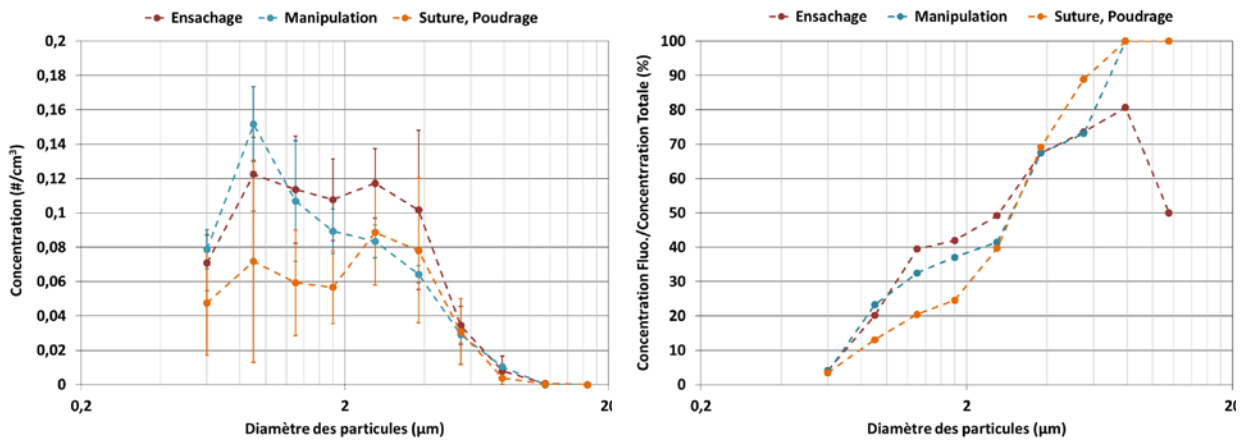


Figure 12. Concentration en particules fluorescentes (gauche) et fraction fluorescente (droite) pour les trois tâches les plus émissives dans le laboratoire B, selon la taille des particules.

C. Laboratoire C

Concentrations

Comme pour les deux autres laboratoires, les concentrations en particules non fluorescentes varient modérément d'une tâche à une autre, c.-à-d., entre 0,58 particule/cm³ (« trocart ») et 1,78 particule/cm³ (« écarteur ») (Figure 13). Six tâches se démarquent par leur variabilité de la concentration en particules non biologiques : « préparation, nettoyage du matériel », « trocart », « occlusion », « suture, poudrage », « lavage, essuyage » et « manipulation ». En particulier pour ce laboratoire, les concentrations en particules non biologiques illustrées à la Figure 13 ne doivent pas faire oublier la présence de valeurs extrêmes mentionnées précédemment (« trocart » : 26,35 particules/cm³ et « occlusion » : 22,32 particules/cm³).

La concentration des bioaérosols varie moins d'une tâche à une autre, mais reste du même ordre de grandeur que celle mesurée dans les laboratoires A et B. Cette concentration est comprise entre 0,26 particule/cm³ (« lavage, essuyage ») et 0,38 particule/cm³ (« nettoyage de la table »). Les tâches déjà identifiées pour la variabilité de leur concentration en particules non fluorescentes se distinguent aussi dans le cas des bioaérosols. Enfin, des valeurs extrêmes sont également présentes, pour les mêmes tâches que celles ayant produit des concentrations très élevées de particules non fluorescentes, avec des niveaux de 6,30 particules/cm³ (« trocart ») et 7,65 particules/cm³ (« occlusion »).

Facteurs d'émission

Les facteurs d'émission des particules non fluorescentes varient modérément entre les tâches, soit de 1,09 (« canule, incision, injection ») à 1,51 (« massage »). Exceptionnellement pour les particules non fluorescentes, il existe une différence entre les tâches les moins émettrices et les plus émettrices en termes de concentration et de facteur d'émission. Cela est lié à la prise en

compte de deux niveaux de base différents au cours de la journée d'échantillonnage (AM/PM) pour ces particules.

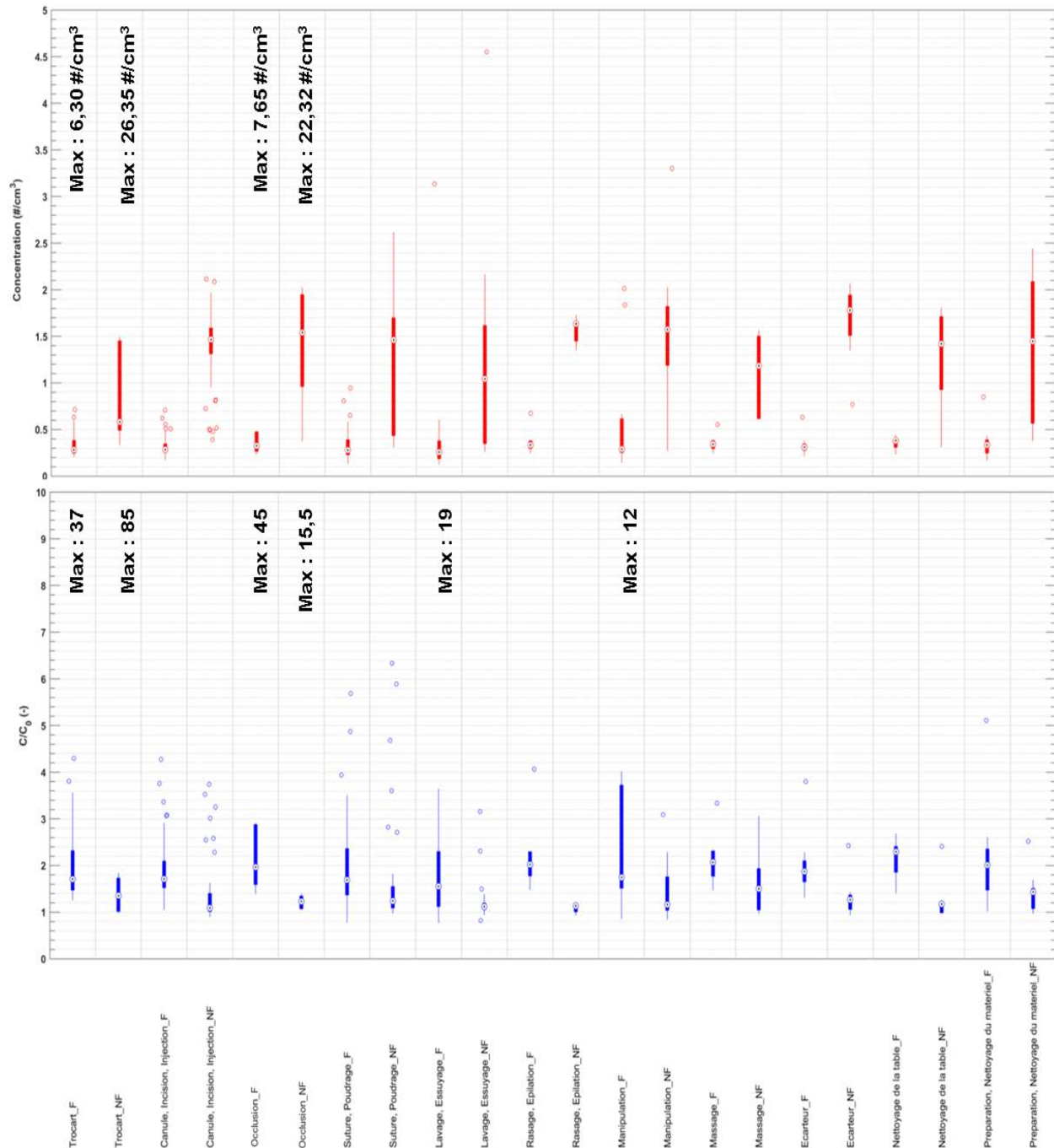


Figure 13. Concentration (haut) et facteur d'émission (bas) des particules fluorescentes (F) et non fluorescentes (NF), par tâche, pour le laboratoire C.

Pour les particules fluorescentes, le facteur d'émission pour les différentes tâches se situe entre 1,56 et 2,29, valeurs correspondant aux actions de « lavage, essuyage » et de « nettoyage de la table », respectivement.

La représentation en facteurs d'émission permet de mieux illustrer les aérosolisations extrêmes détectées lors des thanatopraxies dans le laboratoire C. Ainsi, les extremums de concentration en particules biologiques et non biologiques décrits précédemment correspondent, respectivement, à des facteurs d'émission de 37 et 85 (« trocart ») ainsi que de 45 et 15,5 (« occlusion »). La Figure 13 permet de visualiser de façon plus détaillée les autres extremums d'émission notables ayant été en partie déjà montrés sur la Figure 7, tels que ceux atteints lors du « lavage, essuyage » et de la « manipulation » des corps avec des facteurs d'émission maximums de 19 et 12 respectivement. Enfin, des pics ponctuels d'émission de bioaérosols sont également observables pour les tâches « suture, poudrage » et « préparation, nettoyage du matériel ».

Similairement au laboratoire A, la Figure 13 montre clairement l'aérosolisation préférentielle des bioaérosols lors des thanatopraxies.

Granulométrie

Quatre tâches pour le laboratoire C ont été sélectionnées afin de présenter au mieux les actions les plus émissives ou ayant une singularité dans leur distribution granulométrique (Figure 14, gauche). Cette figure permet d'observer l'existence de deux profils distincts. Ainsi, le profil des émissions en fonction de la taille des particules pour les tâches de « manipulation » et de « nettoyage de la table » est très comparable aux profils illustrés pour le laboratoire A, affichant une décroissance régulière de la concentration en particules fluorescentes lorsque ces dernières deviennent plus grosses. Le deuxième type de profil concerne l'utilisation du « trocart » et la tâche d'« occlusion » et prend la forme d'un pic centré à un diamètre de 4 μm , pour une taille allant de 2 à 8 μm . Pour ce profil, la concentration en particules fluorescentes de diamètre inférieur à 2 μm apparaît comme quasi constante et affiche des niveaux semblables pour les quatre tâches sélectionnées. Enfin, il est intéressant de constater que le diamètre de 4 μm , pour lequel un pic de concentration est observable, correspond également pour le « trocart » à une augmentation marquée de 30 à 60 % de la fraction fluorescente (Figure 14, droite). Le pic d'émission de particules de 4 μm de diamètre pendant les opérations d'« occlusion » provoque également l'émission de particules majoritairement fluorescentes (80 %).

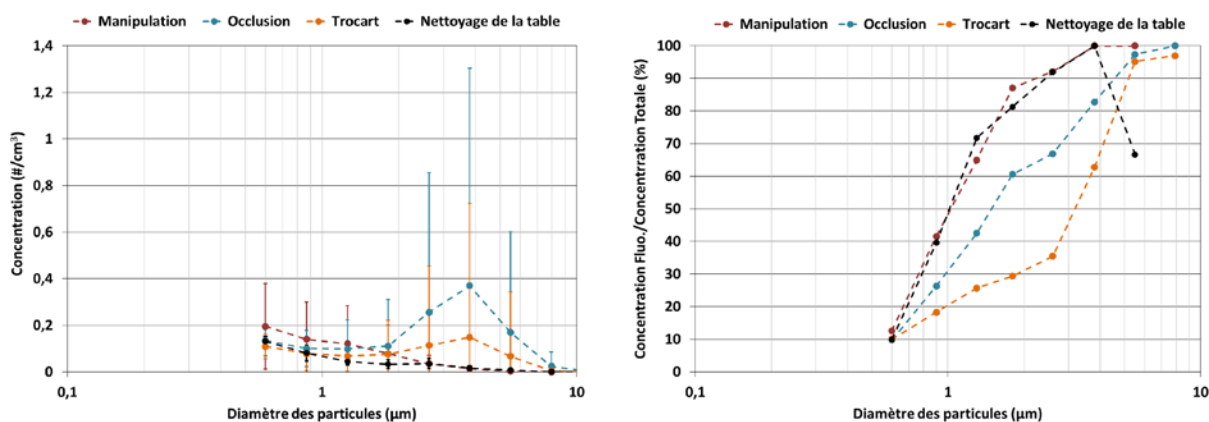


Figure 14. Concentration en particules fluorescentes (gauche) et fraction fluorescente (droite) pour les quatre tâches les plus singulières dans le laboratoire C, selon la taille des particules.

5.1.3 Analyse des données en temps réel

Dans cette section, un récapitulatif des faits saillants, parfois communs aux trois laboratoires, est présenté. Bien que les niveaux médians atteints demeurent faibles en apparence, à savoir de l'ordre de 0,2 à 0,5 particule d'origine biologique par cm^3 d'air, cela représente tout de même entre 200 000 et 500 000 particules par m^3 . Ces concentrations apparaissent finalement non négligeables lorsque rapportées au 10 à 20 litres d'air inspiré par minute lors d'un travail à faible intensité. En effet, cela représente entre 2 000 et 10 000 particules inhalées à la minute.

Un autre point majeur concernant l'exposition des thanatopracteurs est sans nul doute l'aérosolisation préférentielle de particules fluorescentes, que l'on considère l'évolution temporelle des facteurs d'émission fluorescents et non fluorescents ou leurs valeurs médianes, tâche par tâche. Ainsi, sur la base des mesures effectuées avec le WIBS-NEO, il y a une forte présomption de génération de bioaérosols lors d'une thanatopraxie. Toutefois, il est apparu que toutes les tâches ne se valent pas en ce qui a trait aux augmentations de la concentration ou à la fréquence de ces augmentations. En effet et en dépit d'une concentration médiane peu différente d'une tâche à une autre, certaines actions peuvent facilement se distinguer par leur capacité à générer des pics ponctuels d'émission de bioaérosols. Les principales tâches sont : « suture, poudrage », « trocart », « lavage, essuyage », « ensachage » et « occlusion ». Afin d'évaluer si une certaine logique se dégagait dans l'apparition de pics ponctuels de bioaérosols lors des différentes tâches, celles-ci ont été regroupées selon les différents mécanismes ou processus, potentiellement responsables de l'aérosolisation, suivants :

Émission par effet de soufflet : éjection d'air par compression (« suture, poudrage », « occlusion », « ensachage »);

Émission par éclaboussures : projection liée à l'utilisation d'eau (« lavage, essuyage », « nettoyage de la table », « préparation, nettoyage du matériel »);

Émission inertielle : lors d'un processus d'aspiration, mise en suspension de particules échappant à la bulle d'influence de l'élément aspirant (« trocart »);

Émission par insertion veineuse : émission provoquée par l'incision ou l'insertion d'un objet dans une veine ou une artère (« canule, incision, injection », « écarteur »);

Émission par frottement : émission ou remise en suspension par frottement (« manipulation », « rasage, épilation », « massage »).

Puisque les concentrations de base en bioaérosols variaient d'un laboratoire à un autre, les facteurs maximums d'émission de bioaérosols ont été considérés pour effectuer une comparaison des tâches. Pour chaque laboratoire, les facteurs d'émission de chacune des 12 tâches ont été classés par ordre décroissant et le rang moyen des différents mécanismes d'émission présentés ci-dessus a été calculé. La Figure 15 présente les résultats de ces classements en fonction du mécanisme responsable de l'aérosolisation. Les effets de soufflet et les éclaboussures regroupent les tâches ayant généré le plus de bioaérosols. Les émissions de bioaérosols par effet de soufflet sont par ailleurs intensifiées par l'ajout de poudres scellantes et de formaldéhyde lors des opérations de « suture, poudrage » et d'« ensachage », respectivement. Ces poudres non fluorescentes initialement, le deviennent au contact du corps humain, avant d'être resuspendues par l'effet de soufflet. Finalement, le cas des émissions inertielles provoquées par l'utilisation du « trocart » mérite d'être nuancé. En effet, si l'aspiration générée par le trocart limite logiquement la quantité de particules émises et permet d'expliquer son rang moyen sur la Figure 15, il faut retenir que l'utilisation du trocart peut aussi être à l'origine de pics d'émission importants, notamment lors d'une sortie brusque et non contrôlée du trocart du corps du défunt (p. ex. : laboratoire C : facteur d'émission fluorescent et non fluorescent de 37 et 85, respectivement).

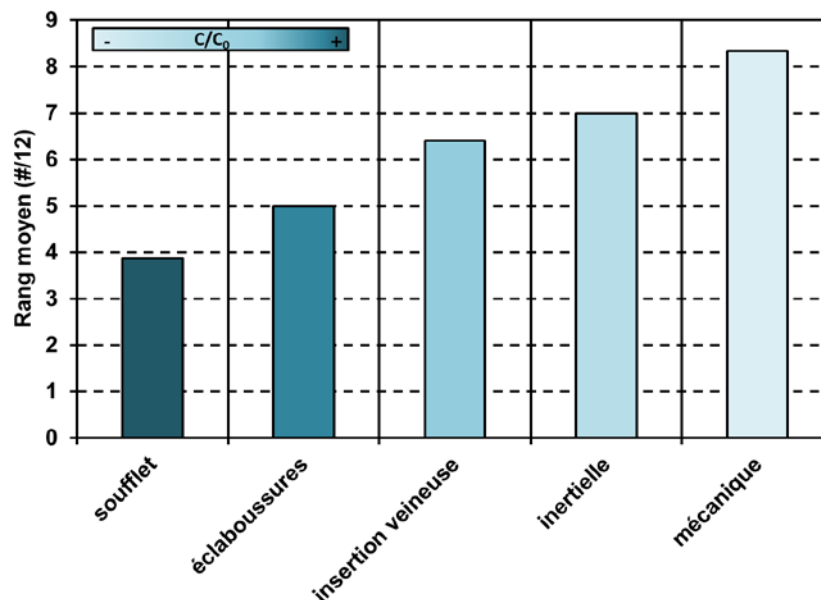


Figure 15. Rang moyen des facteurs d'émission maximums de bioaérosols (ordre décroissant), selon le mécanisme d'aérosolisation.

Comme mentionné lors du descriptif des laboratoires, l'apport du laboratoire B se fait par une infiltration d'air provenant du garage avoisinant. Ce type de pièce chauffée et à fort taux d'humidité est, en général, propice au développement de moisissures pouvant potentiellement expliquer le plus grand diamètre des particules présentes dans le niveau de base des émissions fluorescentes. Toutefois, il est intéressant de constater que ce mode plus grossier ne masque pas certaines augmentations de concentration (Figure 16). En effet, le trocart génère, notamment dans ce laboratoire, une augmentation du nombre de particules de 3 à 4 μm cohérente avec celle mesurée dans le laboratoire C.

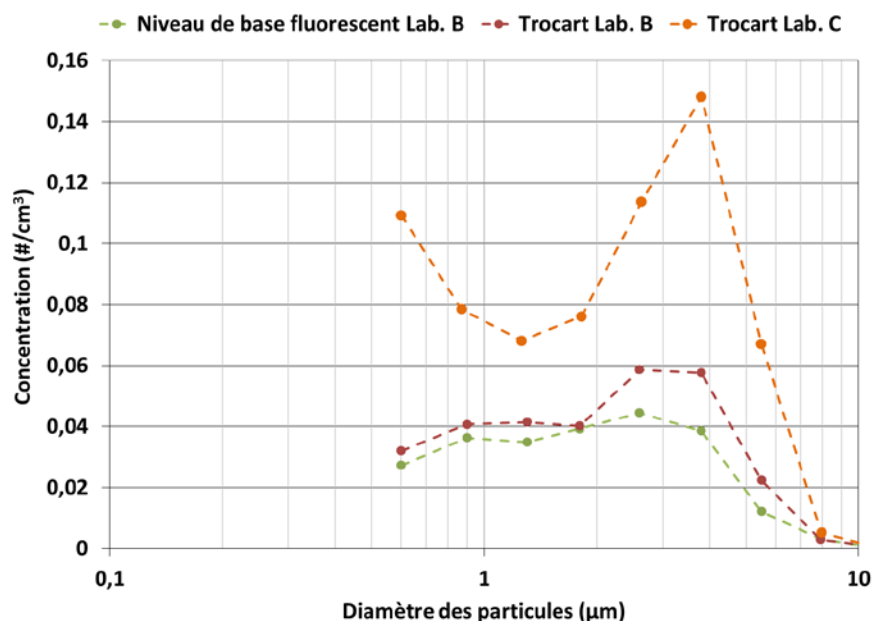


Figure 16. Comparaison des distributions granulométriques moyennes des bioaérosols émis lors de l'utilisation du trocart, pour les laboratoires B et C.

5.2 Microbiote bactérien cultivable

5.2.1 *Air ambiant*

A. Concentrations

Les concentrations en bactéries cultivables prélevées dans l'air ambiant avec l'impacteur Andersen sont présentées pour chaque laboratoire aux Figure 17, Figure 18 et Figure 19. Les échantillons ont été réalisés successivement, ils représentent les variations temporelles sur des intervalles de 15 minutes. Bien que les concentrations du microbiote cultivables demeurent généralement faibles (< 100 UFC/m³ d'air), il reste possible de distinguer, pour chaque laboratoire, au moins une période durant laquelle les concentrations augmentent considérablement comparativement aux autres. Il faut souligner que ces résultats représentent des concentrations moyennes sur 15 minutes ce qui rend la détection des augmentations ponctuelles difficile et complexifie leur association avec une tâche particulière. De plus, le lien entre les concentrations de bactéries cultivables et les profils temporels de particules fluorescentes obtenus à l'aide du WIBS-NEO ne peut être réalisé que pour le laboratoire B, car pour les deux autres laboratoires les prélèvements de bactéries cultivables n'ont pas été réalisés la même journée.

Pour le laboratoire A, la Figure 17 permet d'observer quelques échantillons ayant des concentrations supérieures aux autres. Un appariement entre l'augmentation des concentrations de bactéries et l'utilisation d'eau pour le nettoyage de la table ou du corps est possible à trois reprises dans ce laboratoire. Des concentrations trois fois supérieures au niveau de base sont observables pour deux de ces trois occurrences. Le nettoyage du plancher à l'aide de la vadrouille crée également une augmentation des concentrations mesurées. Dans ce laboratoire, une troisième association est possible lors d'un épisode d'inversion accidentelle du trocart. Une telle inversion se produit occasionnellement lorsque le tuyau d'évacuation est obstrué, ce qui crée une remontée de son contenu et dans le cas présent, la production d'éclaboussures.

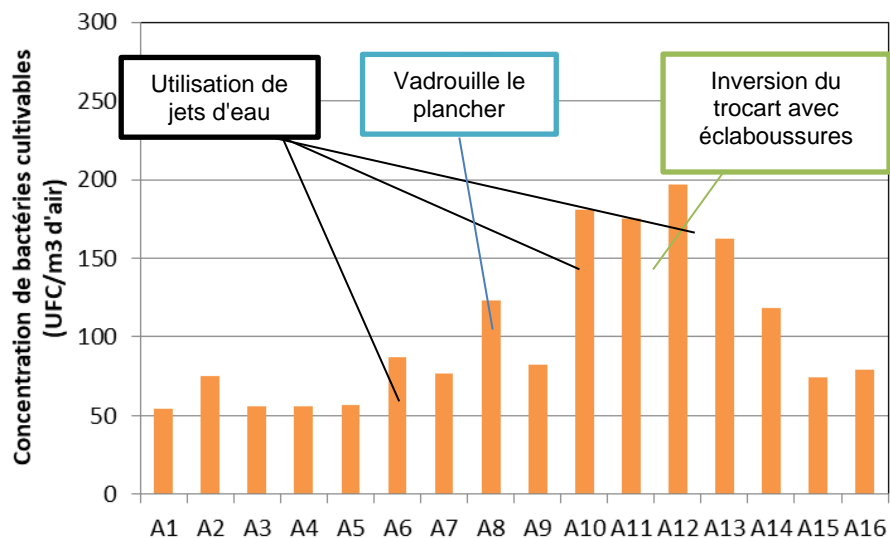


Figure 17. Concentration de bactéries cultivables dans l'air (Laboratoire A).

Au laboratoire B, des concentrations plus élevées sont discernables pour les échantillons B7 et B10 (Figure 18). Les deux tâches observées majoritairement durant le prélèvement de l'échantillon B7 sont les utilisations de jets d'eau et de la canule. Puisque ces deux tâches ont également été identifiées comme étant génératrices de bioaérosols avec les mesures en temps réel des particules fluorescentes, l'association entre ces tâches et une augmentation de l'exposition aux bioaérosols paraissent crédibles. L'échantillon B10 a quant à lui été obtenu durant l'ensachage du corps à la fin de la thanatopraxie. Encore une fois, l'augmentation marquée de la concentration des particules fluorescentes durant la même période permet d'appuyer la reconnaissance de l'ensachage comme étant une activité génératrice de bioaérosols. Lors de cette tâche, le thanatopracteur doit considérablement déplacer et manipuler le corps, ces gestes produisent vraisemblablement l'aérosolisation de nombreux microorganismes présents à la surface de la peau du défunt.

La Figure 19 permet de constater que seule la concentration de l'échantillon C15 se différencie considérablement des concentrations mesurées pour les autres échantillons obtenus au laboratoire C. Cet échantillon a été obtenu lors de l'utilisation du trocart, lors du nettoyage de la table ou du corps et lors de la suture au niveau du plastron. Pour cet échantillon, l'identification d'une tâche plus spécifique est difficile puisque toutes ces tâches ont préalablement été ciblées comme potentiellement génératrice de bioaérosols cultivables. Il est possiblement exact de considérer qu'il s'agit de l'accumulation des bactéries générées par l'ensemble des tâches réalisées pendant cette période.

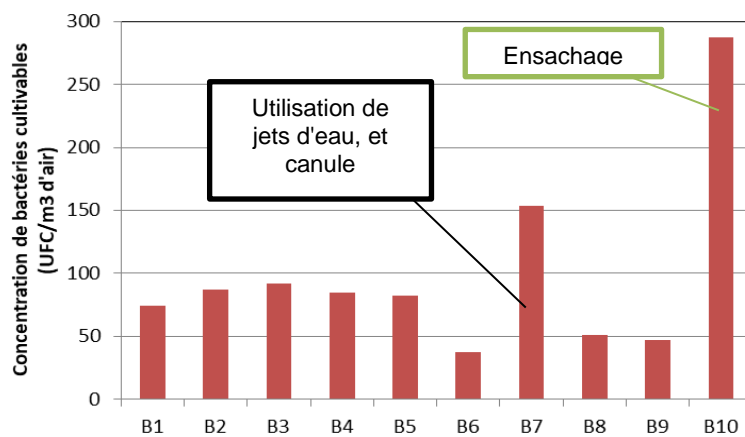


Figure 18. Concentration de bactéries cultivables dans l'air (Laboratoire B).

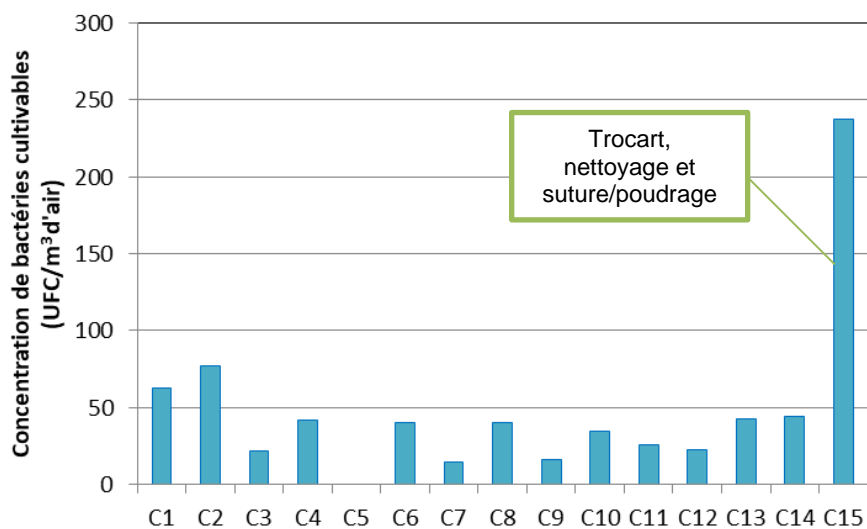


Figure 19. Concentration de bactéries cultivables dans l'air (Laboratoire C).

Bien que de façon générale les concentrations demeurent faibles, certaines activités réalisées durant la thanatopraxie sont identifiées comme génératrices de bioaérosols cultivables. Les tâches les plus génératrices sont l'utilisation du trocart, la suture, les incisions, le lavage au jet d'eau du corps ou de la table et l'ensachage, parfois réalisé à la fin de la thanatopraxie. Les manipulations soutenues sur le corps durant l'ensachage et le lavage semblent produire une aérosolisation substantielle de bactéries. Dans les salons de thanatopraxies, les risques associés aux bioaérosols sont de types infectieux et les niveaux recommandés pour les environnements industriels ne peuvent être utilisés (Goyer, Lavoie, Lazure et Marchand, 2001). Il n'existe toutefois aucune recommandation de limite d'exposition en lien avec les agents infectieux. Plusieurs facteurs inconnus demeurent à ce jour et la reconnaissance du risque varie selon les spécialistes.

B. Identification

Pour les 55 échantillons d'air (Andersen) et de surface provenant des trois laboratoires, c'est environ 950 colonies qui ont été isolées puis identifiées. De ces souches, ont été caractérisés 49 genres différents, provenant majoritairement des embranchements *Actinobacteria*, *Firmicutes* et *Proteobacteria*. Les genres *Bacillus*, *Staphylococcus* et *Micrococcus* sont les plus abondamment identifiés dans le cadre de ce projet. Ces résultats concordent avec ce qui a déjà été rapporté par plusieurs chercheurs dans les environnements intérieurs (Górny et Dutkiewicz, 2002; Kim et Kim, 2007; Nevalainen, 1989; Pastuszka, Paw, Lis, Wlazło et Ulfig, 2000).

La majorité des *Actinobacteria* sont reconnues comme étant des bactéries telluriques et saprophytes. Ceci n'empêche pas que plusieurs colonisent de nombreuses parties du corps humain. Il faut d'ailleurs rappeler que quelques *Corynebacteriaceae* et *Mycobacteriaceae* sont connues comme étant opportunistes, voire pathogènes, pour l'homme (Goodfellow *et al.*, 2012). Dans le cadre du projet, des souches de bactéries appartenant aux *Mycobacterium* non tuberculeux (groupe de risque 2) ont été cultivées, dans deux des trois laboratoires, toutefois sans spéciation. Puisque dans le cadre de ce projet, les milieux de culture utilisés ne supportent pas la croissance du *Mycobacterium tuberculosis* (groupe de risque 3), il n'a pas été possible de le cultiver et, par le fait même, il n'est pas possible de garantir leur absence totale des laboratoires de thanatopraxie.

En plus des *Corynebacterium* et des *Mycobacterium*, plusieurs bactéries provenant des familles *Dietziaceae*, *Gordoniaceae*, *Nocardiaceae* et *Streptomycetaceae* ont été récupérés dans les trois laboratoires. La présence de *Streptomyces* sp a pu être mise en relation avec l'utilisation d'une vadrouille dans le laboratoire A. En effet, dès le début de l'utilisation de la vadrouille par un employé, les analyses réalisées avec l'appareil à lecture direct ont permis d'identifier une importante augmentation des concentrations de particules fluorescentes dans l'air. Cette augmentation observable en temps réel s'est reflétée également sur les échantillons réalisés par culture durant la même période. La présence de *Streptomyces* a perduré sur le reste des échantillons, prélevés cette journée-là, démontrant que les petites spores (0,5 µm) (Goodfellow *et al.*, 2012) produites par ces bactéries peuvent demeurer aéroportées pour une longue période (jusqu'à 1h30 après la deuxième période d'utilisation de la vadrouille). La presque totalité des colonies de *Streptomyces* recueillies ont été impactées sur l'étage 6 des impacteurs Andersen, confirmant leur faible diamètre aérodynamique (Reponen, Gazonko, Grinshpun, Willeke et Cole, 1998). Le genre *Micrococcus*, dont l'habitat principal est la peau (Goodfellow *et al.*, 2012), est sans aucun doute celui qui a été le plus fréquemment retrouvé. Il représente un peu plus de 20 % de tous les isolats caractérisés dans ce projet. Cette fréquence est légèrement inférieure au 36 %

rapporté par Pastuszka *et al.* dans les maisons et édifices à bureaux (Pastuszka *et al.*, 2000). Cette différence pourrait être attribuable aux différentes sources bactériennes présentes dans un laboratoire de thanatopraxie qui augmentent la diversité.

Les bactéries du phylum *Firmicutes* sont quant à elles des bactéries à Gram positif ubiquistes, qui regroupent entre autres les genres *Bacillus*, *Staphylococcus* et *Streptococcus* (De Vos, Whitman et Bergey, 2009). Bien que majoritairement saprophytes, ces genres renferment également des bactéries opportunistes ou pathogènes pour l'homme. Dans le cadre de ce projet, *Streptococcus pneumoniae*, un pathogène humain du groupe de risque 2, a été cultivé dans quelques échantillons provenant des laboratoires A et C. Quoique cette bactérie puisse être présente de façon asymptomatique dans les voies respiratoires supérieures de l'homme où elle colonise la surface des muqueuses du nasopharynx (Weiser, 2010), sa mise en culture démontre que des bactéries provenant vraisemblablement des voies respiratoires se retrouvent en état cultivable dans l'air des laboratoires de thanatopraxie. De plus, trois des quatre échantillons où *Streptococcus pneumoniae* a été isolé ont été prélevés durant la thanatopraxie d'une personne décédée des suites d'une pneumonie. Bien que *Streptococcus pneumoniae* ne soit pas le seul agent étiologique responsable de pneumonies, il est intéressant d'avoir démontré sa présence dans l'air. *Streptococcus agalactiae*, *mitis*, *oralis* et *parasanguis* ont également été cultivés dans quelques échantillons prélevés dans les trois laboratoires. Les différentes espèces de *Staphylococcus* identifiées proviennent presque exclusivement de la surface de la peau, des membranes nasales et du cuir chevelu humain. Soulignons la présence dans quelques échantillons du laboratoire B de la bactérie opportuniste *Staphylococcus aureus*. La présence de nombreuses bactéries provenant de l'ordre des *Bacilliales* n'étonne en rien puisque ces bactéries produisent des endospores qui leur confèrent une grande résistance. La grande majorité des *Bacillus* proviennent des sols (De Vos *et al.*, 2009). Leur résistance fait en sorte qu'elles causent fréquemment des problèmes de contamination dans plusieurs milieux (salle chirurgicale, nourriture, pharmaceutique) (De Vos *et al.*, 2009) et qu'elles sont retrouvées dans la majorité des échantillons d'air (Goyer *et al.*, 2001).

Les bactéries à Gram négatifs se regroupent principalement dans le phylum des *Proteobacteria* (Brenner, Garrity et Bergey, 2005). Plus de la moitié des bactéries à Gram négatif caractérisées dans les trois laboratoires appartiennent aux *Gammaproteobacteria*, un groupe ayant une niche écologique relativement ubiquiste. Plusieurs de ces genres bactériens colonisent naturellement la peau, les muqueuses, les voies respiratoires et les intestins (Brenner *et al.*, 2005). Les *Pseudomonas* sont connues comme des commensales des fosses nasales et des intestins. Toutefois, puisqu'elles sont abondamment répandues dans tous les environnements (sol et eau), leur présence dans ces échantillons d'air ne peut être uniquement liée à une aérosolisation attribuable aux activités de thanatopraxie. Bien que peu d'études rapportent leur présence dans les échantillons d'air, Gorny rapporte en avoir isolé dans 80 % de leurs échantillons (Górny et Dutkiewicz, 2002). Les *Moraxella* sont naturellement présentes dans l'oropharynx, les muqueuses, la peau et les voies génitales alors que les *Enterobacter*, *Serratia*, *Leclercia* et *Hafnia* proviennent surtout des intestins. Leur présence dans les échantillons d'air établit l'aérosolisation des bactéries provenant des intestins lors des thanatopraxies. **Biodiversité du microbiote bactérien cultivable**

Les identifications et les abondances rapportées à la Figure 20 représentent les genres de bactéries caractérisées en fonction de chaque étage de l'impacteur Andersen. En plus des identifications rapportées dans la section précédente, cette représentation des résultats permet

de déterminer quels sont les types bactériens recueillis en fonction de leur diamètre aérodynamique. L'abondance rapportée est la somme des colonies obtenues sur un même étage pour l'ensemble des échantillons du laboratoire. Elle est rapportée en UFC et ne constitue pas une concentration par m³ d'air. Ces analyses n'ont pas comme objectif de prendre une à une les identifications, mais plutôt d'apprécier le portrait global de la diversité du microbiote cultivable recueilli en fonction de sa dimension. Une brève observation de la Figure 20 permet de rapidement percevoir que les bactéries cultivables récupérées dans l'air du laboratoire B sont rencontrées principalement dans les étages 1 et 2 de l'impacteur Andersen (étages où les concentrations sont les plus élevées) alors que pour les laboratoires A et C, elles se situent principalement sur les étages 4 à 6. Les particules porteuses de bactéries cultivables dans le laboratoire B sont de diamètres supérieurs à ce qui est observé dans les autres laboratoires. Ce constat est en adéquation avec les diamètres des particules mesurées en temps réel avec le WIBS-NEO (section 5.1.2).

En plus de fournir des informations sur la biodiversité globale, ces graphiques mettent en évidence le caractère polydispersé des particules porteuses de bactéries cultivables qui ont été retrouvées dans les trois laboratoires. Des colonies de bactéries ont été récupérées sur tous les étages de l'impacteur Andersen donc pour différentes dimensions de particules et ce, peu importe le laboratoire. La dimension des cellules bactériennes se situe principalement entre 0,5 et 3 µm (Goodfellow *et al.*, 2012), toutefois il est bien connu que les bioaérosols puissent exister en tant que cellule unique, en agrégat de cellules ou en association avec d'autres particules (Górny, Dutkiewicz et Krysińska-Traczyk, 2003; Pastuszka *et al.*, 2000), ce qui explique qu'elles peuvent s'impacter sur tous les étages. Les bactéries qui se retrouvent seules sont probablement impactées sur les étages inférieurs, alors que celles qui sont en agglomérats ou en association avec d'autres particules sont recueillies sur les étages supérieurs. Le degré d'agglomération des cellules microbiennes est influencé par plusieurs facteurs, entre autres, le type de bactérie, l'humidité relative, la source, le milieu de croissance, le mécanisme d'émission et les vitesses de déplacement d'air (Kim et Kim, 2007; Reponen *et al.*, 1998). Des études ont démontré que lorsque la quantité de poussière est plus élevée, l'association des microorganismes et des poussières est plus fréquente (Górny *et al.*, 2003). Nonobstant la polydispersion, il est important de souligner que pour les trois laboratoires, la fraction de particules inférieures à 4,7 µm représente la fraction majoritaire. Ces résultats démontrent que peu importe le laboratoire, la majorité des bactéries cultivables recueillies sont possiblement des cellules seules qui peuvent pénétrer dans les voies respiratoires des travailleurs.

Lors de l'évaluation du risque microbien, il est important de considérer la charge microbienne qui peut être respirée. Dans l'environnement extérieur, des chercheurs ont observé des ratios R/T (particules respirables sur particules totales) variant entre 30 et 50 % (Pastuszka *et al.*, 2000), alors que dans les habitations et les hôpitaux des ratios R/T entre 30 et 60 % ont été rapportés (DeKoster et Thorne, 1995; Kim et Kim, 2007). Plus les ratios sont élevés, plus la proportion de petites particules dans l'aérosol est grande et plus les particules pourront pénétrer profondément dans les voies respiratoires du travailleur. Dans le cadre de cette étude, les ratios R/T calculés dans les trois laboratoires sont de 78 % pour le A, 58 % pour le B et 69 % pour le C. Ces ratios sont relativement élevés comparativement à ce qui est rapporté par d'autres chercheurs.

5.2.2 Surface

La Figure 21 présente la diversité et les abondances bactériennes obtenues des échantillons réalisés sur les surfaces horizontales entourant les tables de thanatopraxie. Les surfaces du laboratoire C ont la charge bactérienne la plus élevée alors que celles du laboratoire A ont la charge la plus faible. Ces différences pourraient être attribuables aux nombreuses projections de liquide ayant été observées dans le laboratoire C, combinées à l'absence d'un nettoyage proactif en réaction à ces éclaboussures.

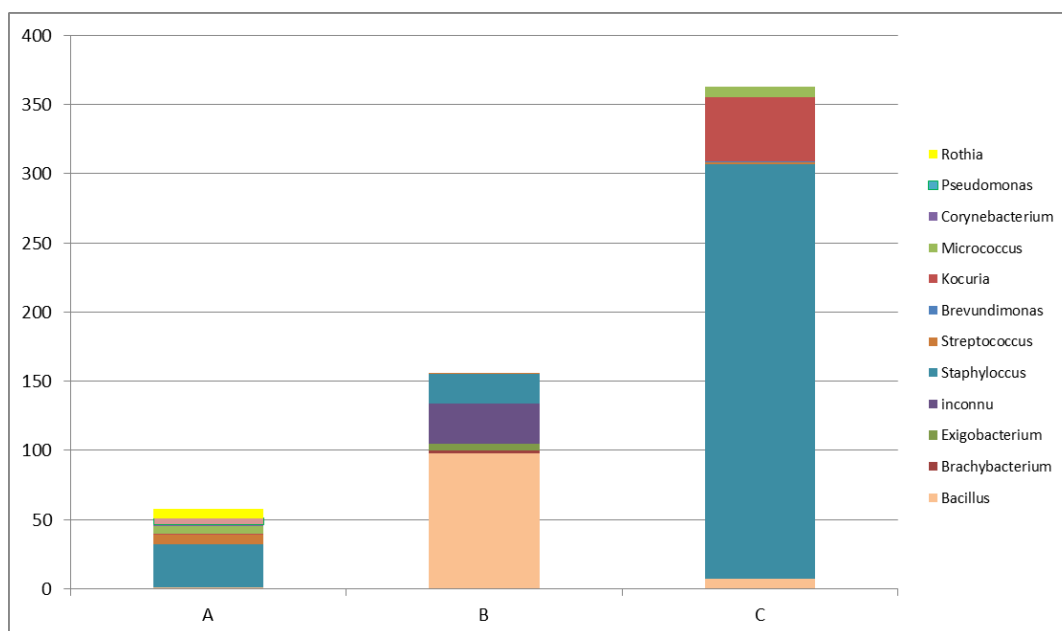


Figure 21. Identification et abondance (UFC) des bactéries cultivables recueillies sur les surfaces horizontales entourant les tables de thanatopraxie, pour les laboratoires A, B et C.

Comparativement à ce qui a été identifié dans l'air des laboratoires, la biodiversité des surfaces paraît plus limitée. L'utilisation de produits nettoyants et désinfectants pourrait en partie expliquer ce résultat. L'absence de *Streptomyces* sur le plancher du laboratoire A est particulièrement étonnante et difficile à expliquer, alors que leur présence lors du passage de la vadrouille démontre avec évidence une contamination importante de l'air par cette bactérie. La quasi-absence des bactéries du genre *Bacillus* sur les surfaces des laboratoires A et C est aussi étonnante. En effet, ces bactéries productrices d'endospores sont très résistantes et auraient dû constituer, comme pour le laboratoire B, la majeure partie du microbiote présent sur les surfaces. Bien que l'aérosolisation préférentielle soit un phénomène reconnu, il semble peu probable que ce phénomène puisse expliquer la grande différence de diversité observée ici entre l'air et les surfaces (Liu *et al.*, 2019; Veillette, Bonifait, Mbareche, Marchand et Duchaine, 2018).

5.3 Indicateurs microbiens et biodiversité bactérienne

En raison des niveaux très faibles d'ADN récupérés dans les échantillons prélevés tant avec le CIP-10 qu'avec le SASS® 3100, il n'a pas été possible de produire de résultats pour les analyses par dd-PCR ciblant les indicateurs microbiens. Malgré ce résultat, ce projet aura tout de même permis de développer et de valider 8 systèmes de détection par dd-PCR ciblant des microorganismes indicateurs. Ces systèmes demeureront disponibles pour des études futures.

Pour les analyses de biodiversité, après le traitement bio-informatique effectué avec le « pipeline » préparé par le C³G et l'outil DADA2, les bibliothèques de séquences pour chaque échantillon ont été évaluées. Le nombre moyen de séquences uniques obtenues par échantillon était inférieur à 1200, ce qui est très faible bien qu'étant en accord avec la quantification par PCR. Malgré la très faible charge d'ADN bactérien, une attribution taxonomique a tout de même été tentée, mais en raison du trop faible nombre de séquences, les résultats ne sont pas interprétables et cette analyse a été abandonnée.

5.4 Résultats numériques

5.4.1 Comparaison gaz traceur et simulations CFD

Dans chaque laboratoire le nombre de changements d'air par heure a été déterminé à l'aide de la technique du gaz traceur, en utilisant la méthode décroissante. Les concentrations de gaz traceur en fonction du temps, mesurées avec le chromatographe portable Autotracer, ont permis d'estimer le débit de ventilation réel. Exprimés en nombre de changements d'air par heure, les taux de ventilation sont respectivement de 2,1, 10,3 et 7,9 pour les laboratoires A, B et C.

Les premières modélisations effectuées avaient comme objectif de vérifier si le modèle CFD est en mesure de reproduire adéquatement les conditions de ventilation dans les pièces étudiées. Pour chaque laboratoire, les concentrations de gaz traceur mesurées sont comparées aux prédictions du modèle (Figure 22). Le débit de ventilation a été fixé numériquement à partir du nombre de CAH déterminé par la technique du gaz traceur. Puisque les concentrations de gaz dans le laboratoire B sont plus élevées que les concentrations des autres laboratoires, celles-ci se rapportent à l'axe vertical situé à la droite du graphique.

Comme on peut le constater sur la Figure 22, les concentrations modélisées de SF₆ en fonction du temps se comparent aux données expérimentales. Les écarts moyens entre les concentrations mesurées et celles modélisées sont de 0,5 ppb, 2,6 ppb et 0,6 ppb pour les laboratoires A, B et C respectivement. Ces résultats valident la capacité de notre modèle numérique à représenter les conditions de ventilation qui prévalent dans les environnements réels.

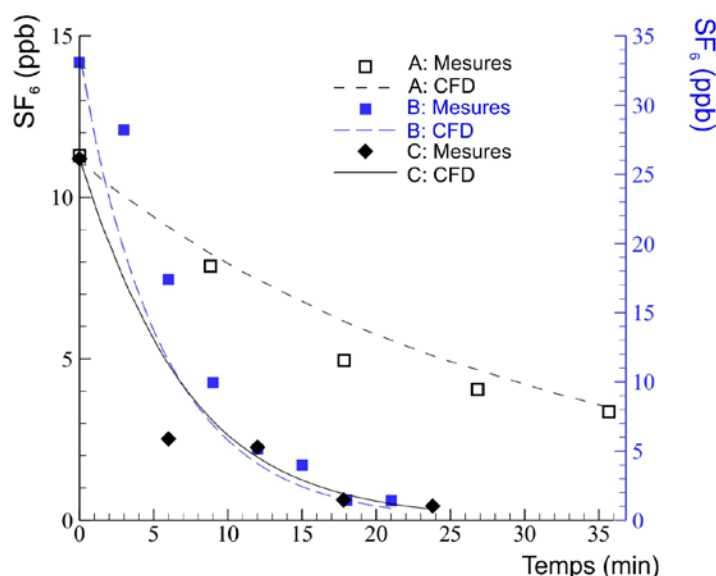


Figure 22. Comparaison entre les concentrations de SF₆ mesurées et modélisées pour les 3 laboratoires.

5.4.2 Destinée des particules aéroportées

Peu importe l'activité génératrice et la localisation de la source d'émission, les bioaérosols émis, peuvent i) se retrouver dans l'air ambiant, ii) se déposer sur les surfaces incluant le sol ou iii) être extrait de la pièce par le système de ventilation. Ces trois « destinées » s'excluent mutuellement et leurs proportions respectives varient dans le temps.

L'évolution temporelle des fractions de particules aéroportées, extraites ou déposées est illustrée à la Figure 23 pour le laboratoire A avec un taux de ventilation fixé à 4 CAH. La ligne pointillée verticale marque la fin de la période d'émission de la tâche. Chaque fraction est tracée à partir de la 2^e minute, ce qui correspond à la fin de la période d'émission de l'activité « suture » (voir Tableau 6). La fraction déposée en fonction du temps est présentée sur une échelle verticale indépendante de 0 à 0,7 % (échelle située à droite du graphique). À la fin de la période d'émission, les fractions aéroportées et extraites sont respectivement de 90 % et de 10 %, et la fraction déposée est nulle. Ensuite, la fraction aéroportée diminue de façon quasi exponentielle en fonction du temps pour atteindre 1,6 % après 30 min. Les deux mécanismes d'élimination, que sont l'extraction des particules par la ventilation et la déposition, présentent des courbes similaires en fonction du temps. On remarque en effet un accroissement de la fraction déposée avec le temps, mais cette fraction reste faible et atteint 0,66 % à la fin de la simulation (t = 30 minutes).

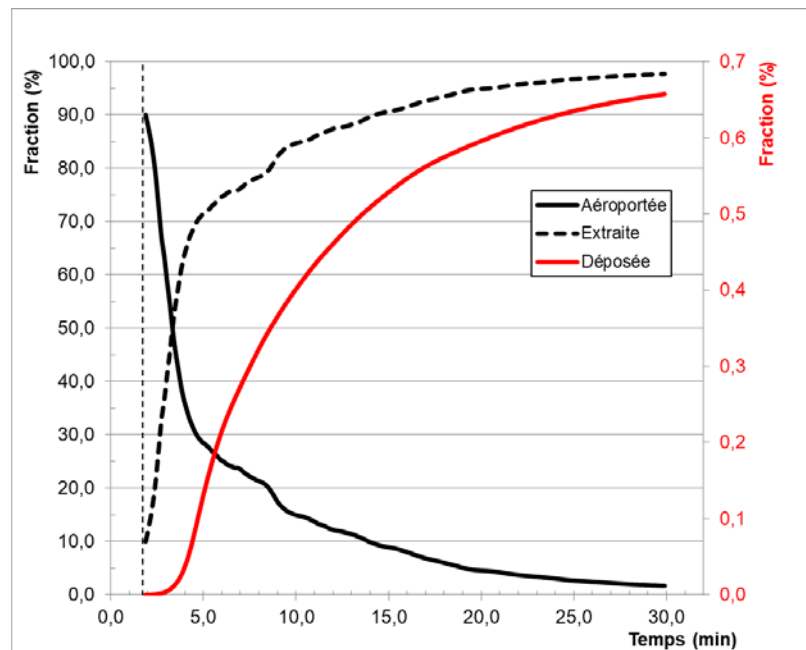


Figure 23. Évolution des fractions aéroportées, extraites ou déposées pour le scénario « suture ».

5.4.3 Âge local de l'air

Bien que le mécanisme de sédimentation soit principalement influencé par la masse volumique et le diamètre des particules, ce sont principalement les mouvements d'air créés par les conditions de soufflage et d'extraction qui sont responsables de la dispersion des bioaérosols dans l'espace et de leur élimination. Cependant, la configuration des espaces et la présence de mobilier peuvent faire obstacle aux mouvements naturels de l'air et conduire à la présence de zones mal ventilées, et ce, même si le débit total de soufflage semble adéquat. L'âge local de l'air (τ) est un des paramètres permettant d'identifier l'efficacité de la ventilation et la vitesse à laquelle les contaminants sont extraits d'une pièce. Dans le but d'identifier l'efficacité de la ventilation, l'âge local de l'air a été déterminé pour chaque laboratoire à l'aide de la relation suivante :

$$\tau_{zone} = \int_0^{\infty} \left[\frac{\bar{Z}_{zone}(t)}{Z(t=0)} \right] dt \quad \text{(Équation 1)}$$

où τ_{zone} et $\bar{Z}_{zone}(t)$ sont respectivement l'âge de l'air et la fraction massique moyenne d'un gaz traceur (SF_6) dans une zone donnée. Chaque zone a une surface de 1,5 m x 1,5 m dans le plan x-y et est délimitée verticalement par les coordonnées $z = 1,52$ m et $z = 1,72$ m. Le calcul de l'âge local a été effectué en fixant le taux de ventilation et la concentration initiale de SF_6 (soit $Z(t=0)$) à 4 CAH et $6,0 \times 10^{-8}$ kg/kg_{air} respectivement. L'intégrale de l'équation 1 a été calculée par la méthode des trapèzes à partir de la moyenne spatiale des fractions massiques dans chaque zone et à chaque intervalle de temps fixé à 1 seconde. L'âge de l'air minimum dans le laboratoire A est de 639 s. Les laboratoires B et C ont des âges minimums de 731 s et 335 s

respectivement. La Figure 24 présente les âges locaux relatifs par rapport aux valeurs minimales calculées pour chaque laboratoire.

Les résultats montrent que l'écoulement d'air dans les laboratoires A et B s'approche des conditions de mélange idéal. Ces deux laboratoires sont simples du point de vue architectural et la présence d'obstacles ne semble pas perturber les mouvements d'air induit par la ventilation. Sur la Figure 24(a), on remarque que l'âge de l'air relatif est plus élevé au-dessus des lits. Ceci s'explique par la présence des grilles d'extraction au-dessus des lits et du comptoir gauche, provoquant une diminution plus lente de la concentration de gaz en fonction du temps dans cette zone. Malgré l'absence d'une bouche de soufflage dans le laboratoire B, l'âge local de l'air est similaire pour les 4 zones. L'infiltration d'air autour de la porte pliante crée des conditions de mélange quasi idéal dans ce laboratoire dont la surface de plancher est inférieure à 28 m². L'âge local de l'air dans le laboratoire C présente des écarts beaucoup plus importants. L'efficacité de ventilation la plus élevée se trouve dans la zone correspondant au vestibule. Cette zone est ventilée par le diffuseur S5 dont le débit de soufflage est similaire au débit fourni par les 4 grilles murales. La zone présentant un âge relatif de 427 % est problématique. Comme illustré à la Figure 4, la bouche de soufflage la plus proche de cette zone est la grille murale S1. Malgré sa proximité, le jet d'air créé par cette grille n'atteint pas la zone et les vitesses d'écoulement sont environ 10 fois plus faibles que dans les autres zones. De plus, la présence de deux armoires et d'un comptoir nuit à la circulation d'air.

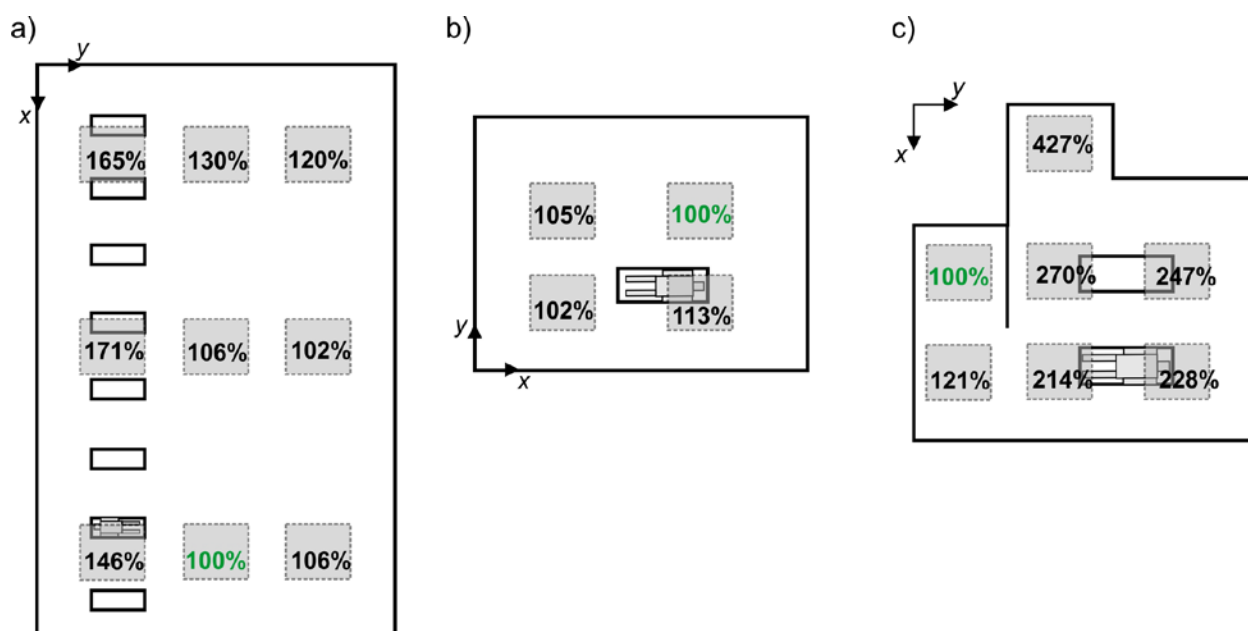


Figure 24. Âge local de l'air dans la zone respiratoire pour a) le laboratoire A, b) le laboratoire B et c) le laboratoire C, exprimé par rapport aux valeurs minimales calculées pour chaque laboratoire.

5.4.4 Influence du débit de ventilation

La ventilation générale des espaces est la technique de contrôle par ingénierie la plus utilisée pour la mitigation des expositions aux contaminants gazeux ou particulaires. L'efficacité de la ventilation générale sur la réduction des concentrations de bioaérosols a été déterminée pour 4 valeurs de taux de changements d'air à l'heure et tous les scénarios d'émission présentés au Tableau 6. Cette section présente les concentrations en nombre de particules aéroportées en fonction du temps pour les activités génératrices « trocart » (laboratoire A), « écarteur » (laboratoire B) et « poudrage » (laboratoire C). Les fractions massiques obtenues du code CFD ont été converties en nombre de particules par m³ à l'aide du diamètre aérodynamique (Tableau 6) et de la masse volumique des particules, fixée à 1 050 kg/m³.

Les Figure 25, Figure 26, Figure 27 et Figure 28 présentent, pour les trois laboratoires, la concentration en nombre dans la zone de respiration, à des intervalles de temps de 5 minutes. La zone de respiration est définie comme étant un volume délimité verticalement entre 8 cm et 1,8 m et située à 0,6 m des murs (ASHRAE, 2016). Quels que soient le laboratoire et le scénario d'émission, on observe que l'augmentation du débit de soufflage réduit la concentration en nombre et cette réduction est plus rapide à débit de ventilation élevé. Toutes les évolutions temporelles des concentrations (Figure 25, 26, 27) suivent une courbe de tendance de la forme :

$$C(t) = C_1 e^{-(C_2 \times t)} \quad \text{(Équation 2)}$$

avec un coefficient de détermination (R²) compris entre 0,97 et 0,99, selon le nombre de CAH. Les deux constantes C₁ et C₂ dépendent du nombre de changements d'air et de la concentration de départ. Les laboratoires B et C présentent des variations temporelles de concentration qui suivent la même tendance.

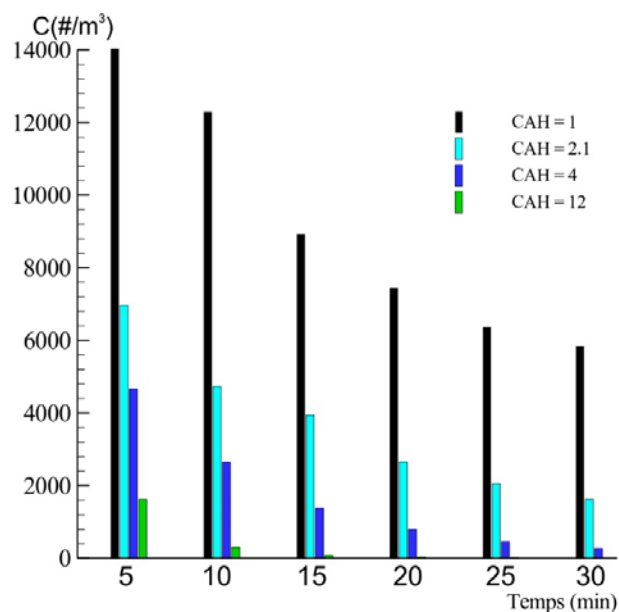


Figure 25. Laboratoire A - « trocart ».

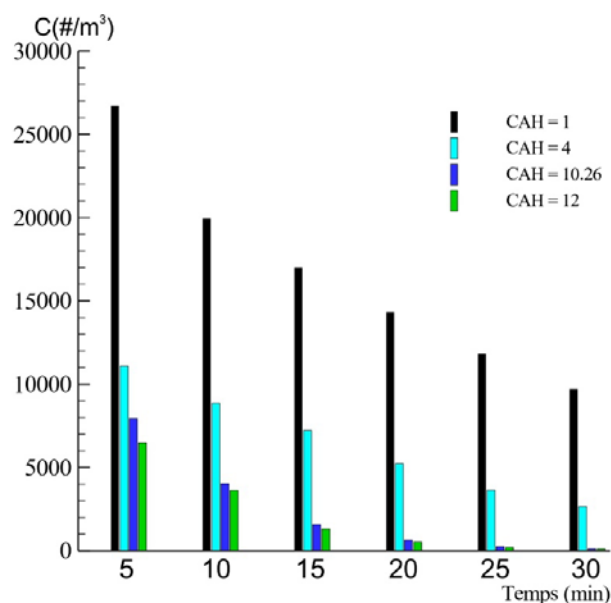


Figure 26. Laboratoire B - « écarteur ».

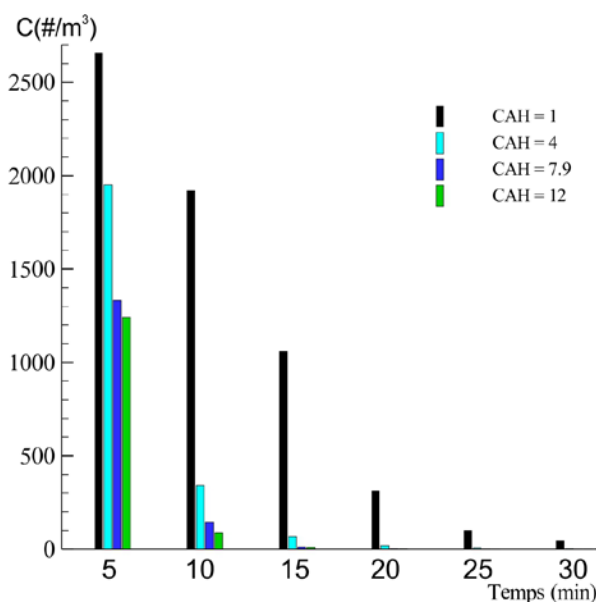


Figure 27. Laboratoire C - « poudrage ».

Dans les 3 laboratoires, les concentrations sont les plus élevées à 1 CAH. L'augmentation du débit de soufflage de 1 à 4 CAH réduit les concentrations de 28 à 67 % selon le laboratoire modélisé. Dans le laboratoire B, les concentrations en nombre de particules par m³ pour des débits de ventilation à 10,26 et à 12 CAH sont comparables. Ce résultat semble indiquer qu'une augmentation de la ventilation au-delà de 12 CAH n'aura pas un impact significatif sur les concentrations.

5.4.5 Influence de la tâche effectuée

Les résultats de la section précédente ont montré que le débit de soufflage a une influence considérable sur la concentration dans la zone respiratoire et la rapidité à laquelle les particules sont éliminées de l'espace de travail. Cependant, la ventilation n'est pas le seul facteur déterminant le niveau d'exposition. Le type d'activité génératrice a également une influence sur la concentration en nombre dans la zone de respiration des laboratoires. Ces activités se distinguent par i) le diamètre aérodynamique des particules émises, ii) la durée de l'émission, iii) la localisation de la source et iv) le flux massique d'émission par unité de temps.

La Figure 28 présente l'influence de la tâche effectuée sur les concentrations en nombre dans la zone respiratoire du laboratoire C. Le débit de ventilation correspond à celui mesuré expérimentalement, soit 14,8 m³/min (7,9 CAH). À t = 5 min, les concentrations pour la tâche « poudrage » sont plus élevées que pour les 2 autres tâches. C'est cette première tâche qui présente le flux massique d'émission de particules le plus élevé. La concentration en nombre par unité de volume de la tâche « trocart » est la plus faible à 754 particules par m³. Soulignons qu'à ce temps précis de la simulation l'émission liée à la tâche « poudrage » est terminée depuis 2 minutes, la tâche « suture » vient de se terminer et la tâche « trocart » est toujours en cours. Ceci peut expliquer pourquoi la tâche, qui présente la concentration la plus faible à t = 5 min, devient la tâche avec la concentration la plus élevée à t = 10 minutes. La localisation spatiale de l'émission joue également un rôle dans la vitesse d'élimination de l'aérosol. Les tâches « poudrage », située au niveau du cou, et « trocart », située au nombril, sont séparées de 50 cm selon l'axe y (Figure 4). La tâche « poudrage » étant plus près de la zone d'extraction, les particules émises sont extraites plus rapidement. Le diamètre des particules (d_p) a un impact limité sur les concentrations. Les fractions déposées après 30 minutes sont respectivement de 1,8 %, 1,0 % et 2,0 % pour les tâches « poudrage », « suture » et « trocart ».

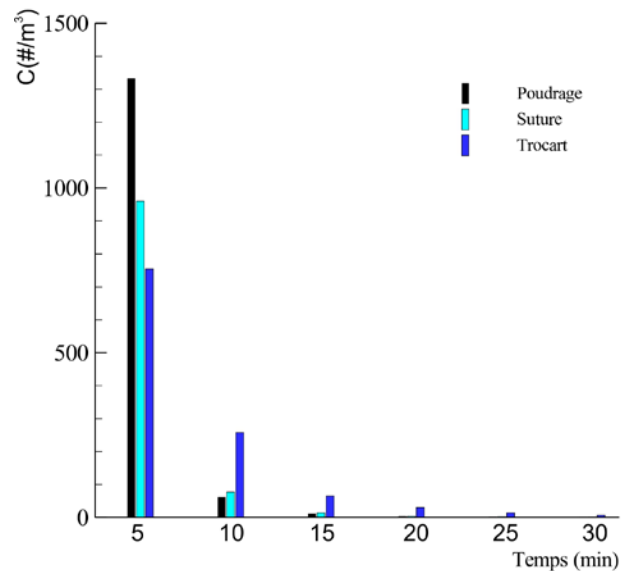


Figure 28. Influence de la tâche effectuée sur les concentrations, dans le laboratoire C.

5.4.6 Influence de la stratégie de ventilation

Les résultats de la section 5.2.3 ont montré que le débit de ventilation est un moyen de maîtrise efficace permettant de réduire les concentrations en bioaérosols. Un autre facteur qui, selon Memarzadeh et Xu (Memarzadeh et Xu, 2012), est plus important que le nombre de CAH est le chemin entre la source de contaminants et les grilles d'extraction. Lorsque ce chemin est perturbé par des courants d'air, des obstacles, des zones de recirculation ou autres, les bioaérosols sont plus susceptibles de migrer vers d'autres endroits de la pièce, ce qui augmente les concentrations dans l'air et le temps d'élimination. L'influence de trois stratégies de ventilation sur les concentrations de bioaérosols a été vérifiée pour le laboratoire A. Dans le laboratoire C, 7 stratégies différentes ont été simulées. Pour l'un ou l'autre des laboratoires, ces stratégies consistent à varier les débits d'air soufflé par les bouches de soufflage tout en gardant le nombre de CAH à une valeur fixe.

En se référant à la Figure 2 et au Tableau 7, les débits d'air soufflé par les diffuseurs S2, S4 et S6 du laboratoire A ont été fixés à 44 %, 54 % et 64 % du débit total de ventilation ($Q_T=24,9 \text{ m}^3/\text{min}$). La valeur intermédiaire (54 %) correspond à la fraction mesurée expérimentalement. La Figure 29(a) présente les concentrations dans la zone respiratoire en fonction de différentes stratégies de débits, à $t=10$ et $t=15$ minutes. Puisque les grilles d'extraction dans ce laboratoire sont situées au niveau du comptoir et au-dessus des lits, l'augmentation du débit de soufflage aux diffuseurs S2, S4 et S6 de 10,96 à 15,94 m^3/min favorise la création d'un écoulement des zones propres vers les zones contaminées. Cependant, la variation des stratégies de débits de soufflage n'a pas un impact important sur les concentrations de bioaérosols. En effet, une augmentation de 20 % du débit des diffuseurs S2, S4 et S6 réduit la concentration dans la zone respiratoire de 5 % à $t=10$ min et de 13 % à $t=15$ min.

Dans le laboratoire C, le débit d'air mesuré au diffuseur du plafond (Q_{S5}) représente 48 % du débit total de ventilation. Comme indiqué au Tableau 7, cette proportion a varié entre 0 et 94 % en fonction des stratégies de débits. Les concentrations de bioaérosols dans la zone respiratoire en fonction du rapport Q_{S5}/Q_T sont présentées à la Figure 29(b). Contrairement au laboratoire A, les stratégies de variations du débit de soufflage ont un impact considérable sur les valeurs de concentration des bioaérosols. On observe une réduction de 65 % de la concentration en nombre entre $Q_{S5}/Q_T = 0$ et 48 %. Une augmentation de ce ratio réduit davantage les concentrations avec des résultats, pour $Q_{S5}/Q_T = 70, 86$ et 94 %, similaires avec des concentrations très faibles comprises entre 12 et 34 particules/ m^3 .

La visualisation des trajectoires suivies par l'air à la sortie des grilles murales (résultat non illustré) montre que les jets d'air favorisent les conditions de mélange dans le laboratoire C. Par contre, l'augmentation du débit de soufflage dans la zone correspondant au vestibule crée un écoulement dans la zone de travail qui a les caractéristiques d'un écoulement à flux laminaire où l'aérosol n'est pas mélangé à l'air de la pièce, mais dirigé directement vers les grilles d'extraction.

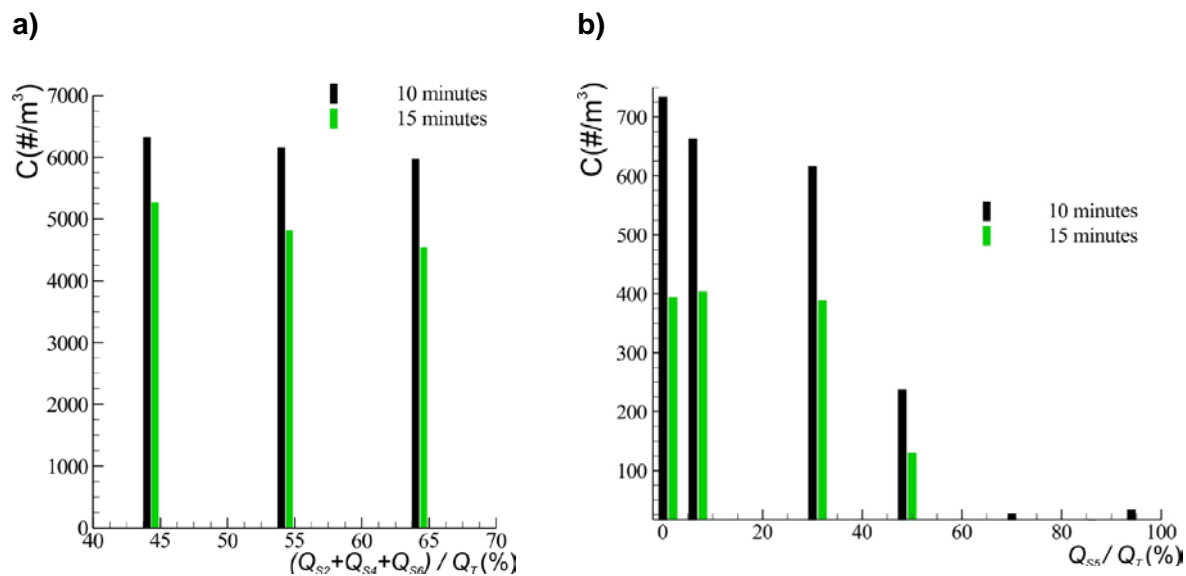


Figure 29. Influence de la stratégie de ventilation sur les concentrations a) laboratoire A et b) laboratoire C.

5.4.7 Mouvement des particules

La déposition gravitationnelle ainsi que la diffusion moléculaire et turbulente ont un impact sur les trajectoires suivies par les particules émises d'une surface donnée. C'est toutefois l'advection (transport d'une quantité par la vitesse du milieu environnant) qui est le mécanisme de transport dominant. Ainsi, l'augmentation du débit de ventilation a comme conséquence d'augmenter la vitesse de déplacement d'air dans la pièce ventilée, ce qui a un impact sur la dispersion de l'aérosol dans l'espace.

Les Figure 30(a) à (d) illustrent les particules aéroportées dans le laboratoire C, pour des taux de CAH de 1, 4, 7,9 et 12 respectivement. La tâche « poudrage » a été retenue avec une émission d'une durée de 3 min située au niveau du cou du défunt. Chaque image représente la position des particules à la fin de la période d'émission liée à cette tâche soit à $t = 190$ s. Le diamètre des particules émises est de $3,47 \mu\text{m}$. Compte tenu de ce diamètre et de la masse volumique des particules, la vitesse de déposition est de l'ordre de $2,4 \text{ cm/min}$. Cette vitesse est inférieure à la vitesse moyenne de l'air dans la zone d'émission qui varie entre 30 et 360 cm/min , selon le taux de CAH.

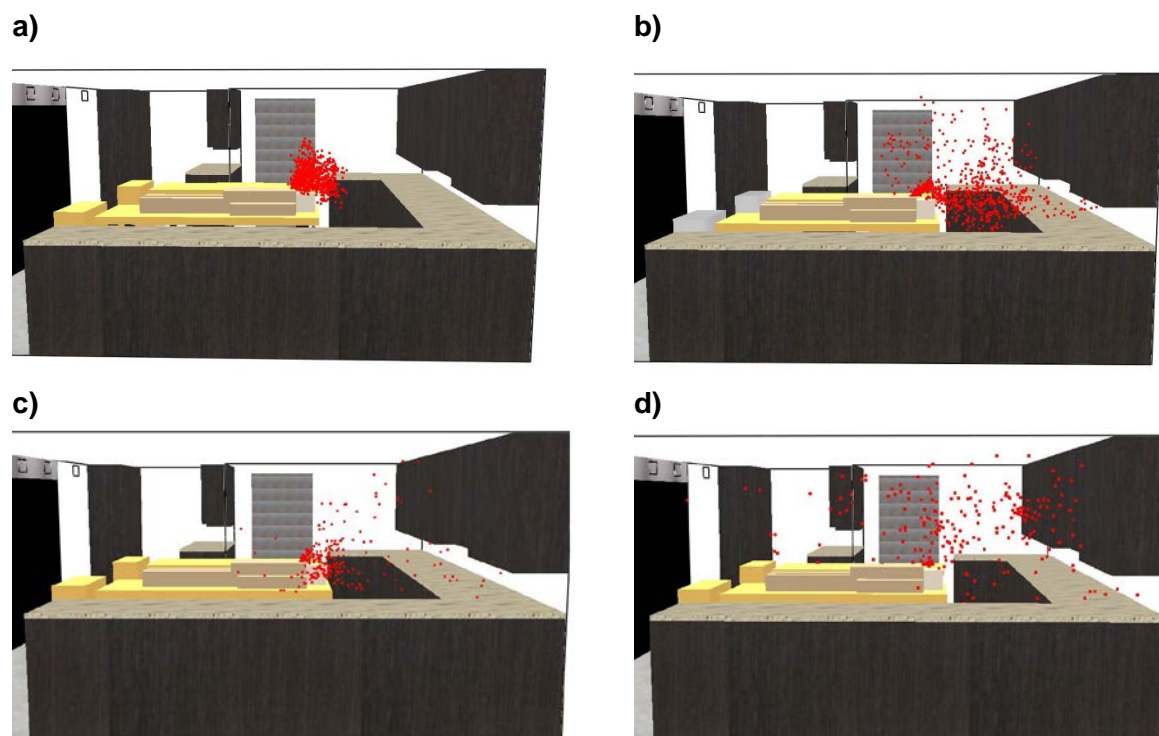


Figure 30. Dispersion des particules à $t = 190$ s en fonction du débit de ventilation : a) 1 CAH, b) 4 CAH, c) 7,9 CAH et d) 12 CAH.

À un débit de ventilation de 1 CAH, les particules sont encore regroupées près de la source d'émission. Toute la masse émise se trouve à moins de 70 cm de la source. L'augmentation du débit de ventilation a comme conséquence la dispersion de l'aérosol. À un débit de ventilation de 4 CAH, certaines particules ont déjà été extraites du laboratoire. Au débit de ventilation maximum (12 CAH), la dispersion est généralisée dans tout le volume à l'exception de la zone d'entrée. L'augmentation du débit favorise la dispersion, résultant en des valeurs moyennes et des gradients de concentration dans l'espace plus faibles.

5.4.8 Fraction déposée

L'illustration du destin des particules à la Figure 23 et les données de la section 5.4.2 ont montré que la déposition est un mécanisme d'élimination de moindre importance comparativement à la ventilation. Cependant, Memarzadeh (Memarzadeh, 2013) affirme, dans sa monographie, que la plupart des transmissions dans les établissements de santé semblent être liées au contact et à l'inhalation des noyaux de gouttelettes dans l'air. De plus, les infections se produisent le plus souvent par une combinaison de transmission aérienne et de contact. À titre d'exemple, le SRAS-CoV peut être transmis par l'intermédiaire de mécanismes aéroportés et de contact. Le virus du SRAS peut survivre sur les surfaces jusqu'à trois heures après le séchage des gouttelettes (Memarzadeh, 2013). Par conséquent, le contact physique avec des surfaces contaminées constitue un risque qui ne doit pas être négligé.

Les fractions minimale et maximale de particules déposées aux surfaces pour chaque laboratoire sont présentées au Tableau 8. Ces fractions, exprimées en pourcentage, ont été calculées avec la masse totale des particules déposées à $t = 30$ min, divisée par la masse de particules émises (Tableau 6). On remarque que les fractions sont plus faibles pour le laboratoire A. Cela s'explique par les conditions de ventilation, mais également par le diamètre aérodynamique moyen des particules, qui est de $1,14 \mu\text{m}$ comparativement à $1,66$ et $3,39 \mu\text{m}$ respectivement, pour les laboratoires B et C. Les fractions déposées dans le laboratoire C sont comparables aux valeurs du laboratoire B, malgré le fait que le diamètre moyen des particules émises soit le double.

Tableau 8. Fractions minimale et maximale de particules déposées aux parois pour les 3 laboratoires

	Laboratoire A	Laboratoire B	Laboratoire C
Fraction minimale (%)	0,02	0,12	0,08
Fraction maximale (%)	1,48	2,73	2,43

Les Figure 31(a) et (b) présentent la masse de particules déposée par unité de surface dans le laboratoire C, pour des débits de ventilation de 4 et 12 CAH respectivement. La tâche « trocart » a été retenue et le temps de simulation est identique sur les deux figures. Pour ces deux scénarios d'émission, les fractions déposées sont respectivement de 2,43 % et de 1,64 %. On remarque que les cartographies de déposition sont similaires dans les 2 cas. La déposition est principalement concentrée au plancher et au comptoir près de grilles d'extraction. De plus, la zone d'entrée (vestibule) ne présente aucun dépôt significatif avec des valeurs de l'ordre de $0,1 \times 10^{-6} \text{ mg/m}^2$. À un débit de ventilation de 12 CAH, les bioaérosols sont davantage dispersés et la surface de déposition est plus étendue. Conséquemment, la superficie où la masse déposée est égale ou excède 5 mg/m^2 (surface en rouge) est plus restreinte comparativement à ce qui est observable pour un débit de ventilation de 4 CAH.

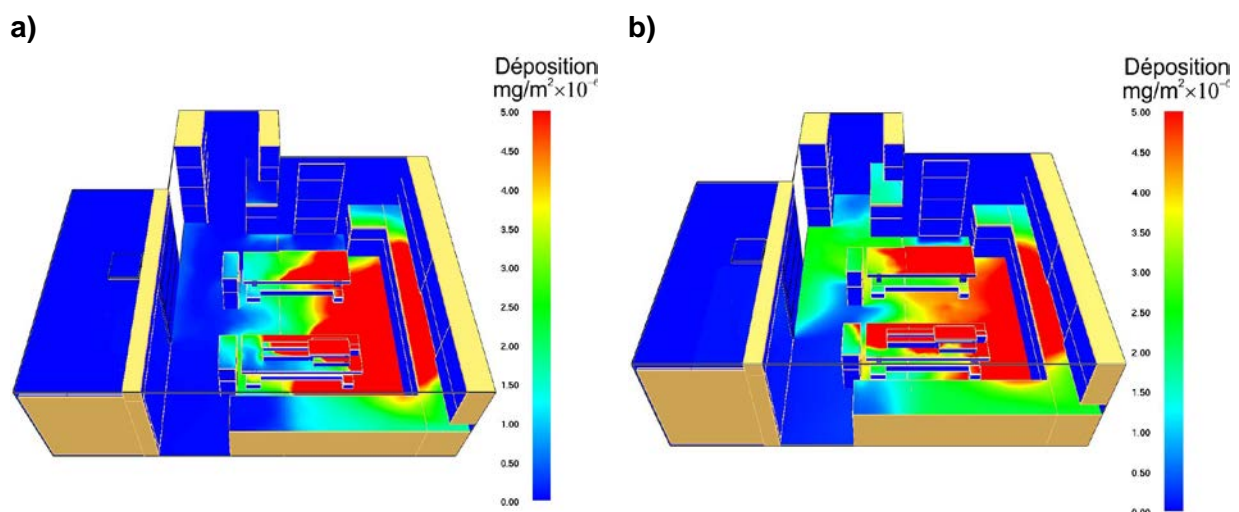


Figure 31. Masse déposée par unité de surface pour le laboratoire C à $t = 1200$ s pour un débit de ventilation de : a) 4 CAH et b) 12 CAH.

5.5 Limites de l'étude

Les recommandations formulées dans ce rapport se basent uniquement sur nos observations, nos mesures prises lors des interventions et les modélisations réalisées par la suite. En raison des nombreux facteurs qui peuvent influencer les niveaux de génération et les concentrations résiduelles, les données présentées dans ce rapport sont représentatives des locaux étudiés, de l'état de conservation des corps et des méthodes de travail des thanatopracteurs ayant été observés. Toute autre situation particulière devrait faire l'objet d'une évaluation approfondie par un professionnel en bioaérosols ou en risque infectieux.

L'utilisation du SASS® 3100 pour le prélèvement de volumes d'air ambiant peut avoir entraîné une sous-estimation non négligeable dans la quantification des particules de faible diamètre (efficacité de 50 % vis-à-vis des particules de 0,5 µm à un débit de 300 litres/min). Cependant, cet échantillonneur demeure un choix judicieux (Mbareche, Veillette, Bilodeau et Duchaine, 2018), offrant la possibilité d'utiliser un débit élevé et sachant qu'aucune méthode de prélèvement ne sous-estime aucune fraction granulométrique.

Les interventions ont eu lieu lorsque des activités de thanatopraxie étaient planifiées. Les journées d'échantillonnage n'étaient donc pas nécessairement représentatives de toutes les journées de travail des thanatopracteurs, mais elles visaient spécifiquement les tâches courantes en lien avec la thanatomorphose. Aucune modification des méthodes de travail n'a été demandée par l'équipe de recherche, les tâches de travail évaluées sont donc représentatives de la réalité.

Les méthodes de dénombrement des bactéries ont été réalisées par culture sur milieux nutritifs. Ces méthodes, bien que largement utilisées, sous-estiment l'exposition, car seuls les microorganismes cultivables dans les conditions fournies sont pris en compte.

6. CONCLUSION

6.1 Bioaérosols

Cette étude a établi que les travailleurs réalisant une activité de thanatopraxie étaient en moyenne faiblement exposés aux bioaérosols, mais que certaines tâches étaient susceptibles de générer une augmentation des concentrations de bioaérosols à proximité du travailleur. Des souches de bactéries appartenant aux *Mycobacterium* non tuberculeux (groupe de risque 2) ont été identifiées dans deux des trois laboratoires étudiés. En plus des *Mycobacterium*, plusieurs bactéries provenant des familles *Corynebacterium*, *Dietziaceae*, *Gordoniaceae*, *Nocardiaceae* et *Streptomyces* ont aussi été trouvées dans les trois laboratoires. Finalement, *Streptococcus pneumoniae*, un pathogène humain du groupe de risque 2, a été cultivé dans des échantillons provenant des laboratoires A et C. La mise en culture de *Streptococcus pneumoniae* démontre que des bactéries provenant des voies respiratoires humaines se retrouvent à l'état cultivable dans l'air des laboratoires de thanatopraxie.

Le principal constat des mesures effectuées avec le WIBS-NEO est l'aérosolisation préférentielle de particules biologiques (fluorescentes) lors des thanatopraxies, en comparaison avec celles non biologiques (non fluorescentes). Les résultats ont montré que la majorité des tâches réalisées par le thanatopracteur sont susceptibles de provoquer des pics d'émission d'aérosols pouvant atteindre jusqu'à 7,65 particules/cm³, soit 45 fois le niveau de base. Les actions susceptibles d'émettre les plus importants pics de concentration sont celles impliquant un effet de soufflet avec adjonction de poudre scellante (« suture, poudrage », « occlusion », « ensachage »), celles entraînant des éclaboussures (« lavage, essuyage », « nettoyage de la table », « préparation, nettoyage du matériel ») ou encore celles en lien avec l'utilisation du « trocart ». Cette génération de particules est un déterminant important de l'exposition des thanatopracteurs.

Par ailleurs, les distributions granulométriques mesurées indiquent que les bioaérosols émis lors des thanatopraxies n'appartiennent pas seulement à la fraction inhalable (< 10 µm), mais, le plus souvent, à la fraction respirable (< 4 µm, émission lors de l'utilisation du trocart) ou encore à une fraction encore plus fine (< 2,5 µm). Ces particules ont donc la capacité de pénétrer profondément dans les voies respiratoires et de s'y déposer. De plus, puisque les particules de petite taille demeurent aéroportées sur de longues distances et périodes de temps, à moins de travailler seul dans le laboratoire, le thanatopracteur peut être exposé aux bioaérosols microbiens produits par les activités des autres thanatopracteurs ou encore être exposé durant une longue période de temps après la réalisation d'une thanatopraxie.

6.2 Simulations numériques (CFD)

Les simulations numériques ont montré que la déposition est un mécanisme d'élimination de moindre importance comparativement à la ventilation, avec des fractions maximales de particules déposées inférieures à 3 %. Les simulations numériques ont aussi mis en évidence l'efficacité de la ventilation générale comme moyen de maîtrise des bioaérosols dans les laboratoires de thanatopraxie. Selon le laboratoire modélisé, l'augmentation du taux de CAH de 1 à 12 a fait chuter les concentrations modélisées dans la zone respiratoire du travailleur de 75 à 90 % dans les 10 premières minutes des scénarios étudiés. Le calcul de l'âge local de l'air a révélé l'existence d'une zone mal ventilée dans le laboratoire C, avec un âge local relatif de 427 %. Dans

les laboratoires A et B, l'écoulement d'air est relativement uniforme et aucune zone problématique n'a été décelée. Un constat important du volet CFD de cette étude est l'importance de la stratégie de ventilation. Dans le laboratoire C, l'augmentation du débit de soufflage au diffuseur S5 de 0 à 7 m³/min a permis une réduction de 95 % de la concentration de bioaérosols dans la zone respiratoire.

Dans les 3 laboratoires, les modélisations CFD ont montré que les concentrations de particules étaient les plus élevées à des débits de ventilation de 1 CAH. L'augmentation du débit de 1 à 4 CAH réduit les concentrations de 28 à 67 %, selon le laboratoire modélisé. Dans les laboratoires A et C, la modification de la ventilation mécanique par une augmentation du nombre de CAH peut être un moyen de maîtriser les bioaérosols, bien que la captation à la source soit toujours l'option à privilégier. Dans le laboratoire B, les concentrations en nombre de particules à 10,3 et 12 CAH sont comparables. Ce résultat semble indiquer qu'une augmentation du débit de ventilation au-delà de 12 CAH n'aura pas un impact significatif sur les concentrations; d'autres méthodes de maîtrise des émissions doivent alors être envisagées.

6.3 Prévention

Cette étude métrologique a identifié la génération de bioaérosols lors des différentes tâches de thanatopraxie. Ces bioaérosols ont des diamètres fins qui leur confèrent une forte probabilité de dépôts dans les voies respiratoires et un fort potentiel de déplacement dans l'air des salles de thanatopraxie. Différents auteurs ont montré que de nombreux agents pathogènes ont été récupérés à partir de fluides corporels provenant de cadavres dont la cause de la mort était pourtant certifiée ne pas être une maladie infectieuse (Cattaneo *et al.*, 1999; Creely, 2004; Rose et Hockett, 1971). D'autres études rappellent qu'un pourcentage important de dépouilles sont identifiées infectieuses uniquement lors de l'autopsie ou de la thanatopraxie (Burton, 2003; Stephenson et Byard, 2019). Keane *et al.* (2013) affirment ainsi qu'il est impossible de garantir l'absence d'agent infectieux sur une dépouille (Keane *et al.*, 2013). L'exposition des thanatopracteurs à un agent pathogène infectieux de groupe de risque 2 ou 3, par inhalation, ne peut donc être ignorée. Cet élément est d'autant plus important que lors d'une pandémie, comme celle de la COVID-19 en 2020, avec de nombreux cas asymptomatiques ou non testés, les thanatopracteurs peuvent être exposés aux virus des voies respiratoires d'un individu décédé (comme le SRAS-CoV-2), mais pour lequel la maladie n'a pas été diagnostiquée.

Le choix de porter un appareil de protection respiratoire ne doit pas être basé sur l'identification d'un risque infectieux à partir du formulaire de décès, d'autant que ce formulaire n'a aucunement comme objectif de prévenir la santé et la sécurité du travailleur. Pour tous les travaux effectués en *post mortem* et dans une approche de gestion des risques, tout liquide, tissu corporel ou aérosol doit être considéré comme potentiellement infectieux. Des pratiques préventives d'exposition aux agents infectieux et chimiques doivent s'appliquer en tout temps, pour toutes les dépouilles, sans égard à la cause du décès établie ou présumée, au temps écoulé depuis le décès ou à toute autre information contenue au certificat de décès. Les thanatopracteurs doivent être conscients de la présence d'aérosol infectieux, de leur source et de leur dispersion, et leur méthode de travail doit être adaptée de façon à réduire les risques d'exposition en tout temps.

Bien qu'actuellement aucun niveau d'exposition aux agents infectieux ne soit recommandé, il est possible, en combinant les résultats de cette étude et l'outil développé conjointement par des chercheurs de l'IRSSST et de l'Université de Montréal intitulé *Choix d'un appareil de protection*

*respiratoire contre les bioaérosols*⁸ de choisir un appareil de protection respiratoire adéquat. Par exemple, en choisissant le secteur de la santé et en considérant une exposition à des bioaérosols du groupe de risque 2 ou 3 avec un niveau d'exposition faible, un appareil de protection respiratoire (APR) à épuration d'air de type pièce faciale filtrante jetable (N/R/P-95/99/100) ou demi-masque élastomère muni de cartouches filtrantes P100 est recommandé. Une exposition à des niveaux plus élevés nécessitera l'utilisation d'un APR ayant des facteurs de protection caractéristiques plus élevés.

Un programme de protection respiratoire, incluant l'identification d'un responsable du programme, l'accessibilité à une formation portant sur la façon adéquate de mettre et d'enlever l'appareil de protection respiratoire ainsi que sur son entretien et sur le test d'ajustement à effectuer avant chaque utilisation, doit être présent dans le milieu de travail.

En considérant la difficulté à identifier la présence d'agents pathogènes dans le corps des défunts, la proximité du thanatopracteur, la grande diversité des tâches de travail et l'incertitude associée à la dilution des contaminants par ventilation générale, les auteurs de ce rapport recommandent de considérer minimalement le port d'un appareil de protection respiratoire à épuration d'air lors des thanatopraxies.

⁸ <http://www.irsst.gc.ca/bioaerosol/>

BIBLIOGRAPHIE

- Agence de la santé publique du Canada. (18 décembre 2019). *Fiche technique santé-sécurité : agents pathogènes* [Page de navigation; éducation et sensibilisation]. Tiré de <https://www.canada.ca/fr/sante-publique/services/biosecurite-biosurete-laboratoire/fiches-techniques-sante-securite-agent-pathogenes-evaluation-risques.html>.
- Anctil, G., Beaudreau, L., Bégin, N., Bolduc, D., Dancause, V., Frenette, C., . . . Tremblay, M. (2017). *La prévention et le contrôle des infections nosocomiales : cadre de référence à l'intention des établissements de santé et de services sociaux du Québec*. Tiré de <http://collections.banq.qc.ca/ark:/52327/3108840>.
- Andersen, A. A. (1958). New sampler for the collection, sizing, and enumeration of viable airborne particles. *Journal of Bacteriology*, 76(5), 471-484. Tiré de <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC290224/pdf/jbacter00507-0033.pdf>
- ASHRAE. (2004). *Thermal environmental conditions for human occupancy* Norme ANSI/ASHRAE 55:2004. Atlanta, GA: ASHRAE.
- ASHRAE. (2013a). *HVAC design manual for hospitals and clinics*. Atlanta, GA: ASHRAE.
- ASHRAE. (2013b). *Ventilation of health care facilities*. Norme ANSI/ASHRAE 170:2013. Atlanta, GA: ASHRAE.
- ASHRAE. (2016). *Ventilation for acceptable indoor air quality*. Atlanta, GA: ASHRAE.
- ASHRAE. (2017). *Ventilation of health care facilities*. Norme ANSI/ASHRAE 170:2017. Atlanta, GA: ASHRAE.
- ASTM. (2017). *Standard test method for determining air change in a single zone by means of a tracer gas dilution*. Norme ASTM E741-11:2017. Tiré de <https://webstore.ansi.org/standards/astm/astme741112017>.
- Azeredo, A. C. et Payeur, F. (2019). La mortalité et l'espérance de vie au Québec en 2018. *Institut de la statistique du Québec*, 23(3), 9-14.
- Barnett, R. L. et Brickman, D. B. (1986). Safety hierarchy. *Journal of Safety Research*, 17(2), 49-55. doi: 10.1016/0022-4375(86)90093-9
- Beggs, C. B., Kerr, K. G., Noakes, C. J., Hathway, E. A. et Sleigh, P. A. (2008). The ventilation of multiple-bed hospital wards: Review and analysis. *American Journal of Infection Control*, 36(4), 250-259. doi: 10.1016/j.ajic.2007.07.012
- Bekal, S., Gaudreau, C., Laurence, R. A., Simoneau, E. et Raynal, L. (2006). *Streptococcus pseudoporcinus* sp. nov., a novel species isolated from the genitourinary tract of women. *Journal of Clinical Microbiology*, 44(7), 2584-2586. doi: 10.1128/JCM.02707-05
- Bourque, G. (2016). *Outil d'identification des risques: prise en charge de la santé et de la sécurité du travail*. Tiré de <http://collections.banq.qc.ca/ark:/52327/2932283>
- Brenner, D. J., Garrity, G. M. et Bergey, D. H. (Éd.). (2005). *The Gammaproteobacteria* (2^e éd). New York, NY: Springer.
- Burton, J. L. (2003). Health and safety at necropsy. *Journal of Clinical Pathology*, 56(4), 254-260.
- Callahan, B. J., McMurdie, P. J., Rosen, M. J., Han, A. W., Johnson, A. J. A. et Holmes, S. P. (2016). DADA2: High-resolution sample inference from Illumina amplicon data. *Nature Methods*, 13(7), 581-583. doi: 10.1038/nmeth.3869
- Can, I., Javan, G. T., Pozhitkov, A. E. et Noble, P. A. (2014). Distinctive thanatomicrobiome signatures found in the blood and internal organs of humans. *Journal of Microbiological Methods*, 106, 1-7. doi: 10.1016/j.mimet.2014.07.026

- Cattaneo, C., Nuttall, P. A., Molendini, L. O., Pellegrinelli, M., Grandi, M. et Sokol, R. J. (1999). Prevalence of HIV and hepatitis C markers among a cadaver population in Milan. *Journal of Clinical Pathology*, 52(4), 267-270.
- Centre Canadien d'hygiène et de sécurité au travail. (2018). *Contrôle des dangers : réponses SST* [Gouvernement du Canada]. Consulté 30 octobre 2019, à l'adresse CCHSST-Centre Canadien d'hygiène et de sécurité au travail website: <http://www.cchst.ca/>.
- Chakravorty, S., Helb, D., Burday, M., Connell, N. et Alland, D. 2007. A detailed analysis of 16S ribosomal RNA gene segments for the diagnosis of pathogenic bacteria. *Journal of Microbiological Methods*, 69(2), 330-39. doi: 10.1016/j.mimet.2007.02.005
- Cheong, C. et Lee, S. (2018). Case study of airborne pathogen dispersion patterns in emergency departments with different ventilation and partition conditions. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 15(3), 510. doi: 10.3390/ijerph15030510
- Cooper, M. J. (1995). Training as a risk control measure. *Industrial and Commercial Training*, 27(11), 26-29. doi: 10.1108/00197859510100266
- Correia, J. C., Steyl, J. L. et Villiers, H. C. D. (2014). Assessing the survival of Mycobacterium tuberculosis in unembalmed and embalmed human remains. *Clinical Anatomy*, 27(3), 304-307. doi: 10.1002/ca.22355
- Creely, K. (2004). *Infection risks and embalming* (Rapport n° TM/04-/01). Edinbourg, Angleterre: Institut of Occupational Medicine. Tiré de <http://www.ifsa.us/images/Article.IOM.InfectionRisksAndEmbalming.pdf>
- Davidson, S. S. et Benjamin, W. H. (2006). Risk of infection and tracking of work-related infectious diseases in the funeral industry. *American Journal of Infection Control*, 34(10), 655-660. doi: 10.1016/j.ajic.2006.05.290
- De Vos, P., Whitman, W. B. et Bergey, D. H. (Éd.). (2009). *The Firmicutes* (2^e éd.). Dordrecht, Pays-Bas: Springer.
- DeKoster, J. A. et Thorne, P. S. (1995). Bioaerosol concentrations in noncomplaint, complaint, and intervention homes in the Midwest. *American Industrial Hygiene Association Journal*, 56(6), 573-580.
- Demiryürek, D., Bayramoğlu, A. et Ustaçelebi, Ş. (2002). Infective agents in fixed human cadavers: A brief review and suggested guidelines. *The Anatomical Record*, 269(4), 194-197. doi: 10.1002/ar.10143
- Dhariwal, A., Chong, J., Habib, S., King, I. L., Agellon, L. B. et Xia, J. (2017). MicrobiomeAnalyst: A web-based tool for comprehensive statistical, visual and meta-analysis of microbiome data. *Nucleic Acids Research*, 45(W1), W180-W188. doi: 10.1093/nar/gkx295
- Douceron, H., Deforges, L., Gherardi, R., Sobel, A. et Chariot, P. (1993). Long-lasting postmortem viability of human immunodeficiency virus: A potential risk in forensic medicine practice. *Forensic Science International*, 60(1-2), 61-66. doi: 10.1016/0379-0738(93)90093-P
- Farcas, G. A., Poutanen, S. M., Mazzulli, T., Willey, B. M., Butany, J., Asa, S. L., . . . Kain, K. C. (2005). Fatal severe acute respiratory syndrome is associated with multiorgan involvement by coronavirus. *The Journal of Infectious Diseases*, 191(2), 193-197. doi: 10.1086/426870
- Gajdusek, D. C., Gibbs, C. J., Traub, R. D. et Collins, G. (1976). Survival of Creutzfeldt-Jakob-disease virus in formal-fixed brain tissue. *New England Journal of Medicine*, 294(10), 553-553. doi: 10.1056/NEJM197603042941015
- Gershon, R. R. M., Vlahov, D., Escamilla-Cejudo, J. A., Badawi, M., McDiarmid, M., Karkashian, C., . . . Comstock, G. W. (1998). Tuberculosis risk in funeral home employees. *Journal of Occupational and Environmental Medicine*, 40(5), 497.

- Goodfellow, M., Kämpfer, P., Busse, H.-J., Trujillo, M. E., Suzuki, K., Ludwig, W. et Whitman, W. B. (Édit.). (2012). *Bergey's manual® of systematic bacteriology: Volume five: The actinobacteria: Part A and B*. doi: 10.1007/978-0-387-68233-4
- Górny, R., Dutkiewicz, J. et Krysińska-Traczyk, E. (2003). Size distribution of bacterial and fungal bioaerosols in indoor air. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine*, 6(2), 105-113.
- Górny, R. L. et Dutkiewicz, J. (2002). Bacterial and fungal aerosols in indoor environment in Central and Eastern European countries. *Annals of Agriculture and Environmental Medicine*, 9(2), 17–23. Tiré de https://www.researchgate.net/profile/Jacek_Dutkiewicz2/publication/11287910_Bacterial_and_Fungal_Aerosols_in_Indoor_Environment_in_Central_and_Eastern_European_Countries/links/5447fbd60cf2f14fb8141c6a/Bacterial-and-Fungal-Aerosols-in-Indoor-Environment-in-Central-and-Eastern-European-Countries.pdf
- Goyer, N., Lavoie, J., Lazure L. et Marchand, G. (2001). *Les bioaérosols en milieu de travail : guide d'évaluation, de contrôle et de prévention*. Montréal, QC: IRSST. Tiré de <https://www.irsst.qc.ca/media/documents/PubIRSST/T-23.pdf>
- Guez-Chailloux, M., Le Bâcle, C. et Puymeraill, P. (2005). *Dossier médico-technique : la thanatopraxie : état des pratiques et risques professionnels*. Paris, France: INRS.
- Gupta, D. J., Chaturvedi, D. M. et Patil, D. M. (2013). Embalmed cadavers: Are they safe to handle, a study to see the microbial flora present in the embalmed cadavers. *International Journal of Pharma and Bio Sciences*, 4(1), 382-386. Tiré de <http://citeseerx.ist.psu.edu/viewdoc/download?doi=10.1.1.450.7964&rep=rep1&type=pdf>
- Harf-Monteil, C. (2004). *Aeromonas simiae* sp. nov., isolated from monkey faeces. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 54(2), 481-485. doi: 10.1099/ijs.0.02786-0
- Healing, T. D., Hoffman, P. N. et Young, S. E. J. (1995). The infection hazards of human cadavers. *Communicable Disease Report*, 5(5), 61-68. Tiré de <https://europepmc.org/article/med/7749455>
- Henry, W. K., Dexter, D., Sannerud, K., Jackson, B. et Balfour, H. H. (1989). Recovery of HIV at autopsy. *New England Journal of Medicine*, 321(26), 1833-1834. doi: 10.1056/NEJM198912283212614
- HSE. (2005). *Controlling the risks of infection at work from human remains: A guide for those involved in funeral services (including embalmers) and those involved in exhumation*. Tiré de <http://www.hse.gov.uk/pUbns/web01.pdf>
- HSE. (2018). *Managing infection risks when handling the deceased: guidance for the mortuary, post-mortem room and funeral premises, and during exhumation*. Tiré de <https://pdf4pro.com/view/managing-infection-risks-when-handling-the-deceased-5a3897.html>
- Janvier, M. et Grimont, P. A. (1995). The genus *Methylophaga*, a new line of descent within phylogenetic branch γ of proteobacteria. *Research in Microbiology*, 146(7), 543-550. doi: 10.1016/0923-2508(96)80560-2
- Javan, G. T., Finley, S. J., Can, I., Wilkinson, J. E., Hanson, J. D. et Tarone, A. M. (2016). Human thanatomicrobiome succession and time since death. *Scientific Reports*, 6(1). doi: 10.1038/srep29598
- Keane, E., Dee, A., Crotty, T., Cunney, R., Daly, E., Griffin, S., . . . MacKenzie, K. (2013). *Guidelines for the management of deceased individuals harbouring infectious disease*. Tiré de <https://www.hpsc.ie/a-z/lifestages/modi/File.14302.en.pdf>

- Kelly, N. et Reid, A. (2011). A health and safety survey of Irish funeral industry workers. *Occupational Medicine*, 61(8), 570-575. doi: 10.1093/occmed/kqr131
- Kim, K. Y. et Kim, C. N. (2007). Airborne microbiological characteristics in public buildings of Korea. *Building and Environment*, 42(5), 2188-2196. doi: 10.1016/j.buildenv.2006.04.013
- Lajoie, É., Dupont, M., Pelletier, P., Portier, M. et Tremblay, M. (2011). *Guide de prévention des risques chimiques et infectieux chez les travailleurs du domaine funéraire*. Tiré de http://www.santeautravail.gc.ca/documents/13347/375318/378923_doc-5qJJo.pdf
- Lavoie, J., Marchand, G., Cloutier, Y., Hallé, S., Nadeau, S., Duchaine, C. et Pichette, G. (2015). Evaluation of bioaerosol exposures during hospital bronchoscopy examinations. *Environmental Science: Processes & Impacts*, 17(2), 288-299. doi: 10.1039/C4EM00359D
- Li, Y., Leung, G. M., Tang, J. W., Yang, X., Chao, C. Y. H., Lin, J. Z., . . . Yuen, P. L. (2007). Role of ventilation in airborne transmission of infectious agents in the built environment?: A multidisciplinary systematic review. *Indoor Air*, 17(1), 2-18. doi: 10.1111/j.1600-0668.2006.00445.x
- Liu, M., Nobu, M. K., Ren, J., Jin, X., Hong, G. et Yao, H. (2019). Bacterial compositions in inhalable particulate matters from indoor and outdoor wastewater treatment processes. *Journal of Hazardous Materials*, 385, 121515. doi: 10.1016/j.jhazmat.2019.121515
- Loi sur les laboratoires médicaux et sur la conservation des organes et des tissus*, RLRQ, c. L-0.2, r. 1-128.
- Mbareche, H., Veillette, M., Bilodeau, G. J. et Duchaine, C. (2018). Bioaerosol sampler choice should consider efficiency and ability of samplers to cover microbial diversity. *Applied and Environmental Microbiology*, 84(23), e01589. doi: 10.1128/AEM.01589-18
- McGrattan, K. B., Hostikka, S., McDermott, R., Floyd, J. et Vanella, M. (2019a). *Fire dynamics simulator technical reference guide: Volume 2: Verification* (6^e éd.). Gaithersburg, MD: NIST.
- McGrattan, K. B., Hostikka, S., McDermott, R., Floyd, J. et Vanella, M. (2019b). *Fire dynamics simulator technical reference guide: Volume 3: Validation* (6^e éd.). Gaithersburg, MD: NIST.
- Memarzadeh, F. (2013). *Literature review: Room ventilation and airborne disease transmission*. Tiré de https://ams.aha.org/eweb/DynamicPage.aspx?WebCode=ProdDetailAdd&ivd_pr_c_prd_key=4b1eae24-aed1-4376-b70e-a2cb469f67c9.
- Memarzadeh, F. et Xu, W. (2012). Role of air changes per hour (ACH) in possible transmission of airborne infections. *Building Simulation*, 5(1), 15-28. doi: 10.1007/s12273-011-0053-4
- Michaud, J. (2003). *Thanatopraxie : les risques biologiques et chimiques : manuel du participant*. Baie-Comeau, QC: Régie régionale de la santé et des services sociaux Côte-Nord.
- Morris, J. A., Harrison, L. M. et Partridge, S. M. (2007). Practical and theoretical aspects of postmortem bacteriology. *Current Diagnostic Pathology*, 13(1), 65-74. doi: 10.1016/j.cdip.2006.07.005
- Nevalainen, A. (1989). *Bacterial aerosols in indoor air*. Helsinki, Finlande: Kansanterveyslaitos KTL. Tiré de <http://www.julkari.fi/bitstream/handle/10024/134619/Bacterial%20Aerosols%20in%20indoor%20air.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Nyberg, M., Suni, J. et Haltia, M. (1990). Isolation of human immunodeficiency virus (HIV) at autopsy one to six days postmortem. *American Journal of Clinical Pathology*, 94(4), 422-425. doi: 10.1093/ajcp/94.4.422
- Paczkowski, S. et Schütz, S. (2011). Post-mortem volatiles of vertebrate tissue. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 91(4), 917-935. doi: 10.1007/s00253-011-3417-x

- Parent, D. et Bouchard, F. (2017). *Guide de prévention : notions de base en prévention et contrôle des infections santé et sécurité du travail*. Tiré de http://asstsas.qc.ca/sites/default/files/publications/documents/Guides_Broch_Depl/GP74_%20-%20Notions%20de%20base%20en%20PCI%20Final%20Web.pdf.
- Parker, S., Nally, J., Foat, T. et Preston, S. (2010). Refinement and testing of the drift-flux model for indoor aerosol dispersion and deposition modelling. *Journal of Aerosol Science*, 41(10), 921-934. doi: 10.1016/j.jaerosci.2010.07.002
- Pastuszka, J. S., Paw, U. K. T., Lis, D. O., Wlazło, A. et Ulfig, K. (2000). Bacterial and fungal aerosol in indoor environment in Upper Silesia, Poland. *Atmospheric Environment*, 34(22), 3833-3842.
- Plog, B. A. et Quinlan, P. (Édit.). (2002). *Fundamentals of industrial hygiene* (5^e éd). Itasca, IL: National Safety Council Press.
- Priola, S. A., Ward, A. E., McCall, S. A., Trifilo, M., Choi, Y. P., Solfrosi, L., . . . Oldstone, M. B. A. (2013). Lack of prion infectivity in fixed heart tissue from patients with Creutzfeldt-Jakob disease or amyloid heart disease. *Journal of Virology*, 87(17), 9501-9510. doi: 10.1128/JVI.00692-13
- Pruesse, E., Peplies, J. et Glöckner, F. O. (2012). SINA: Accurate high-throughput multiple sequence alignment of ribosomal RNA genes. *Bioinformatics (Oxford, England)*, 28(14), 1823-1829. doi: 10.1093/bioinformatics/bts252
- Reponen, T. A., Gazono, S. V., Grinshpun, S. A., Willeke, K. et Cole, E. C. (1998). Characteristics of airborne Actinomycete spores. *Applied and Environmental Microbiology*, 64(10), 3807-3812.
- Rose, G. W. et Hockett, R. N. (1971). The microbiologic evaluation and enumeration of postmortem specimens from human remains. *Health Laboratory Science*, 8(2), 75-78.
- Rup, L. (2012). The human microbiome project. *Indian Journal of Microbiology*, 52(3), 315. doi: 10.1007/s12088-012-0304-9
- Simon, X., Görner, P., Duquenne, P., Bau, S. et Witschger, O. (2017). *Prélèvement des aérosols par le dispositif CIP 10*. Paris, France: INRS.
- Stephenson, L. et Byard, R. W. (2019). Issues in the handling of cases of tuberculosis in the mortuary. *Journal of Forensic and Legal Medicine*, 64, 42-44. doi: 10.1016/j.jflm.2019.04.002
- Stockwell, R. E., Ballard, E. L., O'Rourke, P., Knibbs, L. D., Morawska, L. et Bell, S. C. (2019). Indoor hospital air and the impact of ventilation on bioaerosols: A systematic review. *Journal of Hospital Infection*, 103(2), 175-184. doi: 10.1016/j.jhin.2019.06.016
- Su, C., de Perio, M. A., Cummings, K. J., McCague, A.-B., Luckhaupt, S. E. et Sweeney, M. H. (2019). Case investigations of infectious diseases occurring in workplaces, United States, 2006–2015. *Emerging Infectious Diseases*, 25(3), 397-405. doi: 10.3201/eid2503.180708
- Tang, J. W., To, K.-F., Lo, A. W. I., Sung, J. J. Y., Ng, H. K. et Chan, P. K. S. (2007). Quantitative temporal-spatial distribution of severe acute respiratory syndrome-associated coronavirus (SARS-CoV) in post-mortem tissues. *Journal of Medical Virology*, 79(9), 1245-1253. doi: 10.1002/jmv.20873
- Tang, J. W., Noakes, C. J., Nielsen, P. V., Eames, I., Nicolle, A., Li, Y. et Settles, G. S. (2011). Observing and quantifying airflows in the infection control of aerosol- and airborne-transmitted diseases: An overview of approaches. *Journal of Hospital Infection*, 77(3), 213-222. doi: 10.1016/j.jhin.2010.09.037
- Thatiparti, D. S., Ghia, U. et Mead, K. R. (2017). Computational fluid dynamics study on the influence of an alternate ventilation configuration on the possible flow path of infectious

- cough aerosols in a mock airborne infection isolation room. *Science and Technology for the Built Environment*, 23(2), 355-366. doi: 10.1080/23744731.2016.1222212.
- Tuomisto, S., Karhunen, P. J., Vuento, R., Aittoniemi, J. et Pessi, T. (2013). Evaluation of postmortem bacterial migration using culturing and real-time quantitative pcr. *Journal of Forensic Sciences*, 58(4), 910-916. doi: 10.1111/1556-4029.12124
- Van de Peer, Y., Chapelle, S., et De Wachter, R. 1996. A quantitative map of nucleotide substitution rates in bacterial rRNA. *Nucleic Acids Research*, 24(17), 3381-3391.
- Veillette, M., Bonifait, L., Mbareche, H., Marchand, G. et Duchaine, C. (2018). Preferential aerosolization of Actinobacteria during handling of composting organic matter. *Journal of Aerosol Science*, 116, 83-91. doi: 10.1016/j.jaerosci.2017.11.004
- Weed, L. A. et Baggenstoss, A. H. (1951). The isolation of pathogens from tissues of embalmed human bodies. *American Journal of Clinical Pathology*, 21(12), 1114-1120. doi: 10.1093/ajcp/21.12.1114
- Weiser, J. N. (2010). The pneumococcus: Why a commensal misbehaves. *Journal of Molecular Medicine*, 88(2), 97-102. doi: 10.1007/s00109-009-0557-x
- Yu, H., Mui, K. et Wong, L. (2018). Numerical simulation of bioaerosol particle exposure assessment in office environment from MVAC systems. *The Journal of Computational Multiphase Flows*, 10(2), 59-71. doi: 10.1177/1757482X17746919
- Zhou, Q., Qian, H. et Liu, L. (2018). Numerical investigation of airborne infection in naturally ventilated hospital wards with central-corridor type. *Indoor and Built Environment*, 27(1), 59-69. doi: 10.1177/1420326X16667177

ANNEXE A

1) *Mélange réactionnel et protocole de thermocyclage utilisés pour l'amplification de l'ARNr 16S en vue de séquençage de caractérisation (PCR d'amplification)*

Composition du mélange réactionnel

Master mix	Concentration	Concentration finale	Volume 1X
Eau			31,5 µl
Buffer HF 5x*	5x	1x	10 µl
dNTPs	10 mM	200 µM	1 µl
Amorce Ai	25 µM	0,5 µM	1 µl
Amorce rJ	25 µM	0,5 µM	1 µl
Polymérase Phusion*	2 U/µL	0,02 U/µL	0,5 µl
			45 µl
		Volume d'ADN ajouté	5 µl
		Volume final	50 µl

*Phusion High-Fidelity DNA Polymerase Kit (Thermo Fisher Scientific)

Protocole de thermocyclage

98°C	30 s	
98°C	10 s	35x
54°C	30 s	
72°C	45 s	
72°C	10 min	
4°C	∞	

Vérification des bandes d'amplicons sur gel agarose de 1% , 130 V, 45 min

2) *Mélange réactionnel et protocole de thermocyclage pour le marquage du gène d'ARNr 16S en vue de séquençage de caractérisation (Réaction de séquençage)*

Composition du mélange réactionnel

Master mix	Concentration	Concentration finale	Volume 1X
Eau			11 µl
Sequencing Buffer 5x	5x	non fournie	3 µl
Amorce (D ou rE)	10 µM	0,5 µM	1 µl
Big Dye v3.1	2,5x	non fournie	2 µl
			17 µl
		Volume d'amplicon purifié ajoutée	3 µl
		Volume final	20 µl

Protocole de thermocyclage

96°C	1 min	
96°C	10 s	25x
50°C	5 s	
60°C	4 min	
4°C	∞	

3) Détermination de la température optimale d'appariement des systèmes de détection d'indicateurs microbiens d'exposition (qPCR à gradient)

et

Détermination de la spécificité des systèmes de détection d'indicateurs microbiens d'exposition (qPCR)

Composition du mélange réactionnel

Master mix	Concentration	Concentration finale	Volume 1X
Eau			5,4 µl
GoTaq qPCR Master Mix*	2x	0,8x	6 µl
Amorce A	25 µM	0,5 µM	0,3 µl
Amorce B	25 µM	0,5 µM	0,3 µl
			12 µl
Volume d'ADN ajoutée			3 µl
Volume final			15 µl

*GoTaq qPCR Master Mix (Promega, Madison, WI, USA)

Protocole de thermocyclage (qPCR à gradient)

95°C	2 min	
95°C	15 s	40x
Gradient		
49°C à 62°C	30 s	
↳ lecture		

Courbe de dissociation

65°C à 95°C ⇒ lecture

Augmentation de 0,5°C toutes 5 s

N.B. : La courbe de dissociation est utilisée pour avoir une idée générale de la spécificité de la réaction et pour détecter de potentiels dimères d'amorces.

Protocole de thermocyclage (qPCR)

95°C	2 min	
95°C	15 s	40x
60°C	1 min	
↳ lecture		

Courbe de dissociation

65°C à 95°C ⇒ lecture

Augmentation de 0,5°C toutes 5 s

N.B. : Tous les systèmes ont été optimisés dans le but d'atteindre une température d'appariement optimale de 60° C en qPCR.

4) *Tests de détection d'indicateurs microbiens d'exposition – charge bactérienne totale par détection du gène de l'ARNr 16S (qPCR)*

Composition du mélange réactionnel

Master mix	Concentration	Concentration finale	Volume 1X
Eau			5,4 µl
GoTaq qPCR Master Mix	2x	0,8x	6 µl
Amorce E517F	25 µM	0,5 µM	0,3 µl
Amorce 1387r-IRSST	25 µM	0,5 µM	0,3 µl
			12 µl
		Volume d'ADN ajoutée	3 µl
		Volume final	15 µl

Protocole de thermocyclage

95°C	10 min		
94°C	15 s		40x
62,5°C	30 s		
↳ lecture			
72°C	30 s		

Courbe de dissociation
 65°C à 95°C ⇒ lecture
 Augmentation de 0,5°C toutes 5 s

5) Tests de détection d'indicateurs microbiens d'exposition (ddPCR)

Composition du mélange réactionnel

Master mix	Concentration	Concentration finale	Volume 1X
Eau	-	-	5,56 µl
Super Mix ¹	2X	1X	10 µl
Mix 20X ²	20X	0,72 X	0,72 µl
Mmu Assay ³	20X	0,72 X	0,72 µl
AND Contrôle Mmu ³	1/200	-	0,2 µl
MgCl ₂	25 mmol	1 mmol	0,8 µl
Volume d'ADN ajouté			2 µl
Volume total			20 µl

¹ : ddPCR Supermix for Probes (no dUTP), (Bio-Rad)² : Le mix 20x est un mélange des amorces et sondes spécifique à chaque système et définies dans le Tableau 3. À 20x, ce mélange contient 10 µM de chaque amorce et 7,5 µM de la sonde. À 0,72x, chaque réaction contient 0,36 µM de chaque amorce et 0,27 µM de sonde.³ : PrimePCR Assay/Template Tbp, Mmu, qMmuCIP0042759 (Bio-Rad)

Protocole de thermocyclage

95°C	10 min	
94°C	30 s	40x
55,5°C	1 min	
72°C	30 s	
98°C	10 min	

N.B. : Tous les systèmes ont été optimisés dans le but d'atteindre une température d'appariement optimale de 55,5° C en ddPCR.