
**Demande d'appui relative au risque présenté par les abats
des volailles effilées issues de lots de volailles dont le
dépistage à la ferme est positif pour *Salmonella* Enteritidis
et *Salmonella* Typhimurium**

Saisine n°2016-SA-0253

RAPPORT
d'appui scientifique et technique

Octobre 2017

Mots clés

Salmonella Typhimurium, *Salmonella* Enteritidis, volailles effilées, abats.

Présentation des intervenants

PRÉAMBULE : Les experts, membres de comités d'experts spécialisés, de groupes de travail ou désignés rapporteurs sont tous nommés à titre personnel, *intuitu personae*, et ne représentent pas leur organisme d'appartenance.

RAPPORTEURS

Mme Anne BRISABOIS – Anses, Laboratoire de sécurité des aliments. Microbiologie des aliments, écologie microbienne, méthodes analytiques

M. Pierre COLIN – Professeur émérite, Université de Bretagne Occidentale. Hygiène et microbiologie des aliments (viandes et produits carnés – volailles)

M. Michel FEDERIGHI – ONIRIS, Nantes. Hygiène et microbiologie des aliments (viandes et produits carnés), procédés de décontamination

M. Philippe FRAVALO – Université de Montréal. Hygiène et microbiologie des aliments (viandes et produits carnés), méthodes phénotypiques et moléculaires

PARTICIPATION ANSES

Coordination scientifique

Mme Frédérique AUDIAT-PERRIN – chargée de projets scientifiques et techniques, Unité d'Évaluation des risques liés aux aliments (UERALIM), Direction de l'Évaluation des risques (DER)

Mme Diane CUZZUCOLI – chargée de projets scientifiques et techniques, Unité d'Évaluation des risques liés aux aliments (UERALIM), Direction de l'Évaluation des risques (DER)

Mme Nathalie ARNICH – adjointe au chef d'unité, Unité d'Évaluation des risques liés aux aliments (UERALIM), Direction de l'Évaluation des risques (DER)

M. Moez SANAA – chef de l'Unité d'Évaluation des risques liés aux aliments (UERALIM), Direction de l'Évaluation des risques (DER)

Secrétariat administratif

Mme Angélique LAURENT – Direction de l'Évaluation des risques (DER)

Mme Catherine FRANÇOIS – Direction de l'Évaluation des risques (DER)

AUDITION DE PERSONNALITÉS EXTÉRIEURES

Mme Juliette PROTINO - Synalaf (Syndicat national des labels avicoles de France)

M. Patrick MILLE – CNADA (Comité national d'action et de défense des aviculteurs)

M. Gérard SARREAU – CNADEV (Comité national des abattoirs et ateliers de découpe de volailles, lapins et chevreux)

SOMMAIRE

Présentation des intervenants	3
Liste des tableaux.....	5
Liste des figures	5
1 Contexte, objet et modalités de réalisation des travaux.....	6
1.1 Contexte.....	6
1.2 Objet de la demande	6
1.3 Modalités de traitement : moyens mis en œuvre et organisation.....	6
2 Profil de risque.....	8
2.1 Problématique	8
2.2 Description du danger <i>Salmonella</i> spp.	11
2.2.1 Conditions de croissance et de survie de <i>Salmonella</i> spp.	11
2.2.2 Conditions de destruction thermique de <i>Salmonella</i> spp.	12
2.2.3 Les sérotypes S. Enteritidis et S. Typhimurium dans les filières de volailles de chair	12
2.3 Description comparative des filières de volailles effilées et de volailles éviscérées ...	13
2.4 <i>Salmonella</i> spp. dans les filières volailles.....	17
2.4.1 Excrétion et contamination des organes profonds : données bibliographiques	17
2.4.2 Contamination des carcasses et abats : données bibliographiques	17
2.4.3 Données françaises : prévalence de contamination au sein des filières de volailles de chair	19
2.4.3.1 Données en élevage	19
2.4.3.2 Données en abattoir	22
2.4.3.3 Données au stade de la distribution	23
2.5 Identification des données manquantes pour mener une évaluation quantitative du risque	23
3 Conclusions	25
4 Bibliographie.....	26
Législation et réglementation	28

Liste des tableaux

Tableau 1 : Classement des résultats positifs pour la contamination par <i>Salmonella</i> spp. d'échantillons de filets de poulets (Cook <i>et al.</i> , 2012)	18
Tableau 2 : Évolution du nombre d'analyses de recherche de <i>Salmonella</i> spp. en élevage.....	20
Tableau 3 : Pourcentage de lots de volailles Label Rouge détectés positifs à SE et STm.....	21

Liste des figures

Figure 1 : Schéma des dispositions générales portées par l'arrêté ministériel du 24 avril 2013	11
Figure 2 : Diagramme de fabrication des volailles selon la présentation éviscérée et effilée (d'après les données CNADA et CNADEV)	16
Figure 3 : Évolution du pourcentage de lots de volailles détectés positifs à <i>Salmonella</i> spp., en élevage, par type de volailles sous Label Rouge, entre 2012 et 2015 (d'après les données du Synalaf)	20
Figure 4 : Évolution du pourcentage de souches SE et STm parmi les <i>Salmonella</i> isolées en élevage entre 2012 et 2015	21
Figure 5 : Évolution du pourcentage de lots de volailles (poulets + pintades) Label Rouge positifs à <i>Salmonella</i> spp. à l'abattoir, entre 2009 et 2015	22

1 Contexte, objet et modalités de réalisation des travaux

1.1 Contexte

L'arrêté du 24 avril 2013, relatif à la lutte contre les infections à salmonelles considérées comme dangers sanitaires de première catégorie dans les troupeaux de poulets de chair et de dindes d'engraissement et fixant les modalités de déclaration des salmonelles considérées comme dangers sanitaires de deuxième catégorie dans ces troupeaux, fixe notamment les modalités de gestion, à l'abattoir, des troupeaux de poulets de chair et de dindes d'engraissement au sein desquels la présence de *Salmonella* Enteritidis ou *Salmonella* Typhimurium a été identifiée.

L'article 15 point V de l'arrêté précité impose que : « le cœur, le foie et le gésier sont destinés, sous mesure de gestion canalisée, à la valorisation en tant que sous-produit de catégorie 3 avec un traitement thermique approprié. Les autres sous-produits issus de ces volailles font l'objet des mêmes mesures que celles correspondant à leur catégorisation selon le règlement (CE) n°1069/2009 ».

Il convient de noter que les carcasses issues d'élevages positifs à salmonelles sont donc commercialisées sous une forme éviscérée.

Cependant, pour certaines productions, à forte valeur ajoutée notamment, les volailles abattues ne sont commercialisées qu'en volailles effilées ce qui implique le maintien sur la carcasse, du cœur, du foie et du gésier, tel que cela est défini par l'article 3-2 du règlement (CE) n°543/2008. Pour les lots détectés positifs à l'élevage, le déclassement réglementaire des abats en sous-produits de catégorie 3 serait ainsi à l'origine de préjudices économiques importants du fait des difficultés de commercialisation de telles volailles.

1.2 Objet de la demande

Dans la saisine du 7 décembre 2016, la Direction générale de l'alimentation (DGAL) demande à l'Agence :

- d'évaluer le risque, pour le consommateur, présenté par la consommation de volailles effilées contenant leurs abats (cœur, foie, gésier) issues de lots de volailles dont le dépistage à la ferme est positif pour *Salmonella* Enteritidis ou *Salmonella* Typhimurium ;
- de préciser les modalités de contrôles microbiologiques : étapes du prélèvement, matrices prélevées, plan d'échantillonnage, contaminant recherché ;
- de préciser les mesures à même de garantir la sécurité de telles volailles effilées.

1.3 Modalités de traitement : moyens mis en œuvre et organisation

L'expertise a été réalisée dans le respect de la norme NF X 50-110 « Qualité en expertise - Prescriptions générales de compétence pour une expertise (mai 2003) ».

L'Anses a confié l'instruction de cette saisine à un groupe de quatre rapporteurs, membres du comité d'experts spécialisé (CES) « Evaluation des risques biologiques liés aux aliments » (BIORISK).

L'Anses analyse les liens d'intérêts déclarés par les experts tout au long des travaux, afin d'éviter les risques de conflits d'intérêts au regard des points traités dans le cadre de l'expertise. Les déclarations d'intérêts des experts sont rendues publiques via le site internet de l'Anses (www.anses.fr).

Compte tenu de l'analyse du contexte sanitaire et décisionnel, de l'audition des professionnels et du demandeur (DGAL), des données scientifiques recueillies et des premiers travaux des experts mandatés, l'Anses propose de fournir le résultat de l'expertise sous la forme d'un profil de risque sanitaire. Cette approche permet, en effet, de fournir des informations susceptibles d'aider le gestionnaire dans sa prise de décision. Le profil de risque tel que défini par la Commission du *Codex Alimentarius* (CAC, 2007) comporte notamment une description du danger et de l'aliment impliqué, des informations sur les lieux et moyens d'entrée du danger dans la chaîne de production alimentaire, la prévalence et concentration du danger dans l'aliment considéré et les caractéristiques du produit qui pourraient affecter la disponibilité et la faisabilité des options de gestion des risques (Guilier, 2017).

2 Profil de risque

2.1 Problématique

En 2015, 94 625 cas de salmonelloses humaines, entraînant 126 décès, ont été déclarés dans l'Union européenne (source Efsa/ECDC). *Salmonella* spp. est ainsi, derrière *Campylobacter* spp. (229 213 cas et 59 décès), le deuxième agent responsable de gastro-entérites bactériennes d'origine alimentaire. Parmi les nombreux sérotypes de salmonelles, deux d'entre eux, *S. Enteritidis* (SE) et *S. Typhimurium* (STm) et son variant monophasique, représentent la grande majorité des cas déclarés avec respectivement 45,7% et 15,8 % des cas.

Par ailleurs, les salmonelles demeurent, en France et dans l'Union européenne, le premier agent de Toxi-Infections Alimentaires Collectives (TIAC). Ainsi, en France, en 2015, *Salmonella* spp. est l'agent le plus fréquemment confirmé avec 48% des foyers de TIAC (141 foyers) à agents confirmés, dont 26% de SE, 21% de STm et 9% de variant monophasique. Pour 40% des foyers de TIAC à *Salmonella* confirmés le sérotype n'est pas connu. Parmi les TIAC à *Salmonella* confirmées, la consommation d'œufs ou de produits à base d'œufs a été suspectée comme source d'infection dans 20% des TIAC, celle de viande et de charcuterie dans respectivement 18% et 16%, suivi par la consommation de volailles dans 10% des TIAC (Santé publique France-Données 2015).

Les travaux d'attribution des sources menés par David *et al.* (2013), sur une collection de souches cliniques et des souches provenant de quatre filières majeures de production (poules pondeuses d'œufs de consommation, poulets de chair, dindes et porcs) en 2005, identifient, par différents modèles, que les deux sources les plus importantes de cas de salmonelloses humaines sont, d'une façon générale, les poules pondeuses, suivie par la filière porcine. L'analyse des prévalences dans les différentes filières, en fonction des sérotypes, montre que le sérotype STm est retrouvé préférentiellement dans les filières porcines et poules pondeuses, et que le sérotype SE présente la prévalence la plus importante dans cette même filière de poules pondeuses.

La France est un des premiers producteurs de volailles en Europe. Sa production avicole est très diversifiée depuis la production d'œufs de consommation jusqu'à celle de volailles de chair (poulets, dindes, canards, pintades...). Ainsi, en 2014, 1 863 000 tonnes de volailles ont été produites en France, dont 1 161 700 tonnes de poulets de chair, 354 600 tonnes de dindes, 234 100 tonnes de canards et 37 600 tonnes de pintades. La destination de ces carcasses de volailles est, elle aussi, très diversifiée : certaines sont commercialisées en l'état, d'autres sont découpées ou transformées en produits plus ou moins élaborés. Dans le contexte économique actuel, il est intéressant de noter l'importance grandissante des importations (569 800 tonnes dont 501 600 tonnes de poulets). *A contrario*, l'industrie avicole française affiche toujours une forte activité d'exportation avec 650 100 tonnes de volailles exportées dont 500 000 tonnes de poulets de chair (source ITAVI).

Dans ce contexte, certains partenaires des filières avicoles françaises poursuivent une politique de commercialisation de volailles dites de tradition. Ainsi, dans le domaine de la production des volailles de chair, les filières « labellisées » et « biologiques » se développent régulièrement ; par

exemple, en 2014, si 52 % des poulets de chair français étaient des volailles « standard » et 24 % étaient destinés à l'exportation (avec restitution), 15 % étaient des poulets labellisés (Label Rouge), 8 % étaient des volailles certifiées (Certification de Conformité du Produit (CCP)) et 1% était des volailles issues de l'agriculture biologique. En France, parmi ces productions traditionnelles, celles de volailles effilées occupent, malgré le développement de la commercialisation des carcasses éviscérées, un créneau particulier.

Le programme de lutte contre *Salmonella* dans la filière avicole en France a commencé par une lutte contre les sérotypes *S. Gallinarum* et *S. Pullorum* et a abouti à la mise en place d'une charte sanitaire qui engageait les élevages vers le respect de hauts standards de biosécurité et d'hygiène, et posait les bases d'une éradication de ces agents pathogènes aviaires dans les différentes filières, à partir des étages supérieurs des pyramides de production (reproducteurs et sélectionneurs) ; cette politique d'éradication était supportée financièrement par l'État français. Avec l'émergence de SE dans la filière ponte d'œufs de consommation, en 1989, la préoccupation de lutte contre cet agent zoonotique a d'abord ciblé cette production avicole. Le phénomène de transmission verticale de ce sérotype encourageait, là encore, la mise en place d'une gestion stricte des élevages de haut de pyramide. La diffusion de SE étant largement continentale, la préoccupation de surveillance et de maîtrise des *Salmonella* spp. s'est traduite par la mise en place d'une directive européenne (CE 92/117), qui ciblait les élevages d'animaux reproducteurs des filières « ponte » et « chair » contre SE et STm. Cette directive a été transposée en droit national dans un nombre limité d'États membres. La filière avicole française, s'appuyant sur la charte sanitaire et en collaboration avec les autorités compétentes, avait déjà organisé une lutte contre cet agent pathogène au niveau des élevages d'animaux reproducteurs. En 1998, les arrêtés mis en place élargissaient cette surveillance et ce plan de contrôle aux SE et STm jusqu'aux poulettes futures pondeuses d'œufs de consommation, et à SE pour l'étape suivante de production des œufs destinés à la consommation humaine. Pour rendre cette lutte contre les salmonelles plus contraignante au niveau européen, la directive (CE) 92/117 fut remplacée par un règlement (CE 2160/2003) qui augmente le nombre de sérotypes visés par la surveillance et la maîtrise pour les animaux reproducteurs déjà concernés, élargit le nombre de productions considérées (la dinde, *Meleagris gallopavo*, est intégrée dans le dispositif, le porc devait l'être également) et prévoit l'extension de la maîtrise à certaines productions de volailles de chair (poulets et dindes). Les premiers arrêtés d'application de ce texte européen pour *Salmonella* spp. en filières « chair » (en 2009 pour le secteur production) prévoyaient en France la confirmation d'infection par une recherche de *Salmonella* dans un prélèvement du muscle à cœur, pour un nombre limité d'oiseaux avant le transfert du lot à l'abattoir. En cas de positivité (tous sérotypes) ou si l'élevage était confirmé infecté par SE ou STm, les carcasses étaient écartées de la distribution sous forme de viande fraîche. Cette disposition (prélèvement de muscle) a disparu dans l'évolution de ce texte suite à l'adoption de l'arrêté du 24 avril 2013, actuellement en vigueur. Il est à noter que ce texte, ciblant la production, s'applique dans un contexte où une surveillance et une lutte contre 5 sérotypes considérés comme d'importance majeure en santé publique (SE, STm, *S. Hadar*, *S. Infantis* et *S. Virchow*) s'exerce, depuis 2008, dans les étages supérieurs de la filière, et même depuis 1998 pour les sérotypes SE et STm. Le programme national de lutte contre les infections à *Salmonella* spp. dans les troupeaux de poulets de chair et de dindes d'engraissement est donc défini par l'arrêté du 24 avril 2013. L'objectif de ce texte est de préciser les modalités de dépistage systématique des infections à *Salmonella* spp. dans les troupeaux de poulets de chair et de dindes d'engraissement, de définir les conditions de la décontamination des lieux d'élevage de ces animaux infectés par SE et STm, le traitement approprié de leurs effluents, la prévention des

risques de transmission à d'autres troupeaux d'espèces sensibles ainsi que la gestion des viandes de volailles issues de ces troupeaux.

Les lignes qui suivent constituent une reprise des éléments directeurs du texte. Ce dernier inclut des dispositions de dérogation ou d'aménagement qui ne seront pas précisées ici. Le système dérogatoire permet des dépistages moins systématiques, sous réserve de conditions de production très contrôlées et de l'absence de détection de SE et STm lors de dépistages précédents. Ainsi, un dépistage obligatoire est mis en place pour tout lot (défini comme troupeau dans l'arrêté) de volailles issu d'un élevage de plus de 250 oiseaux, et pour des élevages plus petits si les produits sont commercialisés au-delà de l'approvisionnement d'un commerce de détail local. La figure 1 ci-après illustre cette vision synthétique du texte. Les résultats des analyses sont transmis à l'abattoir, sous la responsabilité du propriétaire du troupeau. Toute détection de l'espèce *Salmonella enterica* (le sérotype complet doit être renseigné) lors de ce dépistage, doit être déclarée à l'autorité compétente. Si le prélèvement n'a pas été effectué, ou si le résultat n'a pas été transmis à l'abattoir, le lot est considéré comme issu d'un élevage positif. Le dépistage (échantillonnage et résultats d'analyses) doit être réalisé dans les trois semaines précédant l'abattage (six semaines pour les productions biologiques ou les productions à croissance lente, type labellisé). Il est réalisé par un échantillon constitué de la collecte de matières à l'aide de deux paires de pédichiffonnettes, représentant la surface du bâtiment (seule surface échantillonnée même en cas d'accès vers l'extérieur pour les oiseaux), ou par une pédichiffonnette et une chiffonnette. Ces échantillons sont traités au laboratoire comme un seul échantillon composite.

L'arrêté définit deux catégories de dangers liés à *Salmonella* spp. au sens de l'analyse du risque. Il différencie SE et STm des autres sérotypes dénommés dangers sanitaires de deuxième catégorie. En cas de détection de ces derniers au cours du dépistage, une simple déclaration au préfet est la mesure de gestion mise en place. En revanche, lorsque qu'il y a suspicion d'infection c'est à dire que SE ou STm est détectée dans un échantillon du dépistage, le troupeau est mis sous APMS¹ (suspicion de contamination) ce qui implique un maintien du lot sur le site d'élevage, le transport vers l'abattoir ne pouvant se faire que sous laissez-passer sanitaire. Si la situation épidémiologique est considérée comme préoccupante par le préfet, au regard du risque de transmission de l'infection, un dépistage de confirmation est réalisé. Cette fois, le dépistage porte sur deux échantillons, et le cas échéant sur les organes d'oiseaux, notamment s'il y a usage, sur le lot concerné, d'antibiotiques susceptibles de perturber la détection de *Salmonella* spp. dans les échantillons de fientes. S'il n'y a pas de confirmation et que des analyses sur organes confirment l'absence d'utilisation d'inhibiteurs de croissance de la bactérie dans l'élevage, l'APMS est maintenu. S'il y a une confirmation de l'infection (détection de SE ou STm) ou que la négativité de la recherche est invalidée par la présence d'inhibiteurs de croissance dans les oiseaux ou leurs fientes, l'infection est confirmée et le lot est placé sous APDI². Dans tous les cas, la séquestration du lot est maintenue, le déplacement vers l'abattoir ne peut être réalisé qu'après autorisation des services sanitaires de l'abattoir et sous couvert d'un laissez-passer émis par le préfet. Pour ce qui concerne le site de production, l'arrêté prévoit des dispositions de nettoyage et de désinfection, de contrôle de l'efficacité de ces dernières et de gestion des effluents avant la remise en production du bâtiment.

¹ Arrêté préfectoral de mise sous surveillance

² Arrêté préfectoral de déclaration d'infection

Les dispositions pour l'abattage des lots issus d'élevages sous APMS ou APDI apparaissent équivalentes, mis à part le fait qu'un lot sous APDI sera transporté et abattu en une fois. Les lots ne sont adressés à l'abattoir qu'avec l'autorisation du vétérinaire officiel de l'abattoir et acheminés sous couvert d'un laissez-passer sanitaire. Ces oiseaux sont abattus en fin de chaîne, avec des préoccupations supplémentaires pour éviter une contamination, d'origine fécale, des carcasses. Les camions et caisses de transport doivent être soigneusement lavés et désinfectés avant de quitter l'enceinte de l'abattoir. Les viandes fraîches sont revêtues de la marque d'identification de l'Union européenne. Les viandes séparées mécaniquement seront traitées thermiquement et les cœurs, foies et gésiers sont, après traitement thermique, éliminés comme des sous-produits impropres à la consommation humaine.

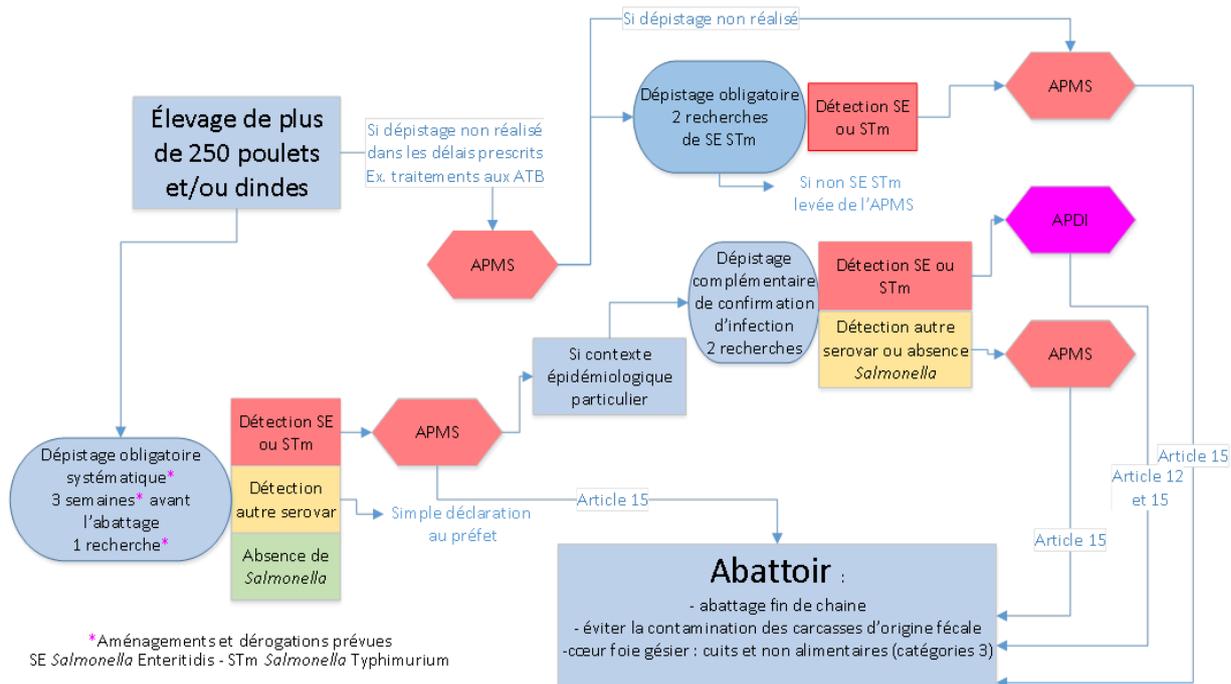


Figure 1 : Schéma des dispositions générales portées par l'arrêté ministériel du 24 avril 2013

2.2 Description du danger *Salmonella* spp.

2.2.1 Conditions de croissance et de survie de *Salmonella* spp.

Les salmonelles sont capables de survivre, sans se multiplier, dans l'environnement, pendant plusieurs mois, voire plusieurs années, en fonction du support, des conditions de température, du pH et de l'humidité de cet environnement. Les niches « naturelles » constituent des réservoirs importants car elles y sont excrétées en grand nombre par l'intermédiaire d'animaux malades ou porteurs sains, pouvant ainsi contaminer les pâturages, les sols, l'eau et y survivre pendant plusieurs mois. Elles sont capables de se multiplier entre 5-6°C et 46-47°C avec un optimum de croissance à 35-37°C. Elles survivent également aux basses températures de réfrigération. La congélation provoque une réduction des *Salmonella* spp., la chaleur assure leur destruction. Elles peuvent se développer à des pH allant de 5 à 9 avec un optimum à 7, mais peuvent survivre à des pH extrêmes. Elles peuvent également se développer à des valeurs d' a_w allant de 0,945 à 0,999 et leur survie est possible dans des produits déshydratés. Les salmonelles sont relativement sensibles aux fortes teneurs en NaCl, néanmoins, elles peuvent se retrouver dans des saumures et des produits de salaison. Enfin, elles sont sensibles aux rayonnements ionisants.

Il est donc possible de retrouver des salmonelles dans de nombreuses niches écologiques permettant d'entretenir le cycle entre les hôtes, où elles se multiplient, et l'environnement où elles survivent. Ainsi, les produits destinés à l'alimentation humaine peuvent être contaminés soit par la matière première, soit indirectement par l'environnement (Anses, 2011).

2.2.2 Conditions de destruction thermique de *Salmonella* spp.

L'application d'un traitement thermique entraîne, pour *Salmonella* spp., une réduction du nombre de cellules bactériennes selon les valeurs de D suivantes : D60°C= 2-6 min, D70°C= 1 min, D étant la valeur du temps nécessaire pour diviser par 10 la population bactérienne présente. Cependant, certaines souches peuvent acquérir une résistance plus importante aux procédés thermiques. C'est le cas notamment d'une souche particulière de sérotype Senftenberg 775W, qui présente une résistance à la chaleur 30 fois supérieure par rapport à une souche « classique ». En règle générale, la cuisson d'un aliment permet la destruction des cellules bactériennes, de façon suffisante pour que celui-ci soit considéré de qualité sanitaire acceptable pour le consommateur. C'est le cas des volailles qui sont consommées le plus souvent après une cuisson à température élevée et après une durée importante (Anses, 2011).

2.2.3 Les sérotypes *S. Enteritidis* et *S. Typhimurium* dans les filières de volailles de chair

Quand il s'agit de différencier d'éventuelles propriétés de virulence relatives à une sous population de *Salmonella* spp., comme l'habitude est de classer ces bactéries par sérotype, la tendance naturelle est de se placer à ce niveau taxonomique (pour rappel, niveau inférieur à la sous-espèce). La démarche est justifiée *a priori* par des spécificités d'hôtes avérées pour certains de ces sérotypes qui entraînent alors des pathologies. On citera *S. Typhi* et *S. Paratyphi* pour l'Homme, *S. Gallinarum* et *S. Pullorum* pour *Gallus gallus*, *S. Choleraesuis* pour le porc et *S. Dublin* pour les bovins. Les comparaisons génomiques réalisées pour expliquer cette spécificité montrent, de façon inattendue, que ce sont plutôt des accumulations de dégradations génomiques qui confèrent une spécificité d'hôte (Nuccio & Baumler, 2015). Cette même tendance apparaît pour les isolats de SE qui peuvent être regroupés en plusieurs clades génomiques, ceux retrouvés dans des clades majoritairement associés à un portage intestinal ont un génome moins dégradé que ceux appartenant à un groupe associé aux infections extra-intestinales (Feasey *et al.*, 2016). Ces observations ne sont cependant pas associées clairement à des modifications phénotypiques expliquant la spécificité d'hôte. Alors, quand il s'agit d'envisager, du point de vue du portage intestinal asymptomatique, l'existence d'une meilleure adaptation de certaines *Salmonella* spp. dans l'interaction hôte-pathogène (ici volailles de chair et SE ou STm), on doit considérer en première intention le rôle des déterminants du sérotype (les antigènes O (somatique) et H (flagellaires)) en tant que déterminants de la virulence.

La pathogénicité de *Salmonella* spp. est particulièrement bien documentée. En effet, cette bactérie a servi (Finlay 94), et continue de servir, de modèle pour décrire les mécanismes de pathogénicité mis en jeu par une bactérie intracellulaire facultative (Ibarra & Steele-Mortimer, 2009 ; Velge *et al.*, 2012 ; Garai *et al.*, 2012 ; Ryan *et al.*, 2017).

Les grandes étapes sont l'adhésion, l'internalisation, pour *Salmonella* spp. l'éviction de la fusion de la vésicule d'internalisation avec le lysosome secondaire, la multiplication intra-cellulaire près du noyau et l'orientation de la réponse immune innée et adaptative, allant jusqu'à la gestion de la mort de la cellule (lyse ou apoptose) et plus globalement la régulation de ces mécanismes, y compris tels que décrit récemment, au moyen d'ARNs anti-sens (Ryan *et al.*, 2017).

En ce qui concerne l'adhésion, il existe un équipement complet et diversifié, qui permet cette étape chez *Salmonella* spp. Cette première étape est fondamentale puisqu'elle initie la cascade de processus constituant la pathogénicité. Ce sont également les intervenants de l'adhérence qui sont évoqués pour l'explication de phénomènes de colonisation préférentielle chez certaines espèces ou de persistances digestives (colonisations) plus longues chez un même type d'animal. Si des différences existent entre les salmonelles, elles se situent au niveau de la souche et non du sérotype.

Pour ce qui concerne l'entrée, le maintien et la multiplication de *Salmonella* spp. dans l'organisme, si les mécanismes impliqués sont sans doute parmi les mieux décrits et les plus complexes dans la régulation, le rôle des déterminants pour la définition du sérotype (antigène O et antigènes flagellaires FliC FliB) est anecdotique.

Par ailleurs, les déterminants du sérotype (régions variables des flagellines ou polysaccharidiques du LPS) ne sont pas rapportés pour intervenir dans l'échange moléculaire intense qui régit l'interaction de *Salmonella* spp. avec le système immunitaire de l'hôte. Alors il n'est pas attendu de différences entre SE et STm, ou entre ces derniers et les autres sérotypes de *Salmonella* non typiques, qui puissent justifier une plus grande virulence chez la volaille.

Une revue de 2013 offre une vision complémentaire de l'interaction de différents sérotypes de *Salmonella* spp. avec la poule (*Gallus gallus*) au travers de l'analyse du génome accessoire de cette bactérie. Foley *et al.* (2013) proposent que plusieurs plasmides participent à la virulence mais là encore ce ne sont pas toutes les souches d'un sérotype qui portent ces plasmides, ce qui, selon les auteurs, contribue aussi à expliquer les différences entre souches dans leur phénotype de virulence, mais surtout confirme la difficulté d'associer un niveau de virulence à un sérotype.

Pour conclure, les déterminants de la virulence de *Salmonella* spp. sont parmi les mieux décrits pour l'interaction hôte-bactérie. Si le modèle SE est souvent évoqué en lien avec la filière avicole, aucune étude n'a permis d'apporter des éléments montrant une disposition particulière de ce sérotype pour la filière de production de poulets de chair. De la même façon, une grande diversité de souches dans le sérotype STm limite la capacité de déterminer une propriété particulière de ce sérovar pour l'espèce *Gallus gallus*. Aucune information ne permet de différencier SE et STm entre elles ou par rapport aux autres sérotypes ubiquistes pour la filière chair.

2.3 Description comparative des filières de volailles effilées et de volailles éviscérées

Le règlement européen (CE) n°543/2008 définit les volailles « effilées » comme des volailles subissant l'ablation de l'intestin par l'orifice cloacal, sans enlèvement des autres viscères (jabot, foie, gésier, cœur et poumons) et des abattis (pattes, têtes et cous) ; une collerette de plumes peut être tolérée au niveau du cou. *A contrario*, les volailles « éviscérées » subissent l'ablation du cou, des viscères thoraciques (cœur, poumons) et abdominaux (proventricule, gésier, foie, intestin). Après leur séparation, les abats doivent être préparés (foie sans la vésicule biliaire, cœur sans la membrane péricardique et gésier sans le revêtement corné) ; ceux-ci peuvent alors être commercialisés ou, rarement, réintroduits, après leur conditionnement, dans la carcasse. Ces carcasses éviscérées sont alors considérées comme « Prêtes à Cuire », conditionnées sous barquette et film, et commercialisées majoritairement sous forme réfrigérée dans les circuits de distribution (centrales d'achat, petites, moyennes et grandes surfaces). Une part importante de ces carcasses est destinée à la transformation soit sous forme de découpes primaires (cuisses, ailes, escalopes...) ou de produits plus élaborés.

Concernant les modes de production, il n'existe aucune différence dans les pratiques d'élevage : les souches de volailles choisies, les aliments distribués, les conditions et pratiques d'élevage (densité des animaux, accès à des parcours extérieurs, âge d'abattage), le transport des animaux vers l'abattoir sont identiques, que les volailles soient destinées à être éviscérées ou effilées. Les modes de production dépendent uniquement, pour une filière donnée (par exemple standard, biologique, labellisée...) des espèces de volailles et de son cahier des charges, indépendamment du mode d'éviscération des volailles produites.

Le diagramme de fabrication des volailles éviscérées, prêtes à cuire, et des volailles effilées, établi à partir des informations fournies par le CNADA et le CNADEV, est présenté dans la figure 2. À l'abattoir, les premières opérations (accrochage, électroanesthésie, saignée) sont identiques. Cependant, pour des raisons techniques, les cadences des chaînes peuvent varier dès les premiers postes. L'échaudage des animaux par trempage diffère, principalement dans la durée et les températures, en fonction des espèces concernées. Cette opération qui a pour but de faciliter la plumaison ultérieure, peut être occultée pour certaines productions traditionnelles ; dans ces conditions, les volailles sont plumées « à sec », avec une finition par trempage dans un bac de cire maintenue en surfusion. L'étape suivante est celle qui différencie ces types de volailles. L'éviscération peut être réalisée de manière manuelle, avec l'utilisation d'un ustensile particulier permettant la sortie des viscères par l'orifice cloacal agrandi ; pour les installations plus récentes, avec des cadences plus élevées, ces opérations sont partiellement ou entièrement automatisées : fente abdominale, éviscération postérieure consistant en l'enlèvement des viscères thoraciques (poumons, coeur), et abdominaux (proventricule, gésier, foie et intestin), séparation des viscères, puis aspiration et lavage interne et externe de la carcasse par un douchage à l'eau potable. Une éviscération antérieure (section de la tête et du cou et enlèvement de l'œsophage et de la trachée artère) est systématiquement pratiquée pour les volailles éviscérées.

L'effilage est pratiqué d'une manière moins automatisée : dans la majorité des cas, la carcasse est commercialisée avec la tête et le cou. La technique d'effilage se pratique d'une manière manuelle ou semi-automatique et consiste en l'enlèvement de l'intestin par l'orifice cloacal. Cette opération se réalise, dans la majorité des cas, sans utilisation d'eau, notamment sur les carcasses.

La présentation des carcasses en mode « effilé » concerne principalement les volailles « festives » (par exemple les chapons et les poulardes). Cependant, les autres catégories de volailles peuvent également être commercialisées sous cette forme (poulets, dindes, canards, pintades). Les carcasses effilées sont obligatoirement refroidies dans des salles à air ventilé et ne peuvent être ni découpées, ni transformées en vue de la commercialisation. Quelle que soit la production, elles sont commercialisées « nues », c'est-à-dire dans un emballage de type « papier sulfurisé » et en cartonnage. Ces productions empruntent des circuits différents, en particulier vers des boucheries. Le boucher peut alors préparer ce produit à la demande de son client (section de la tête et des pattes, enlèvement de la collerette de plumes, extraction des abats). Les trois abats principaux (coeur, foie et gésier) doivent être préparés avant d'être réintroduits dans la carcasse, le plus souvent sous une forme de farce, ou utilisés indépendamment par le client.

Comme vu ci-dessus, les volailles effilées représentent une très faible proportion des volailles préparées en France. Cependant, si elles font partie des volailles de « tradition », elles trouvent également un certain regain d'intérêt, notamment en relation avec des facteurs de consommation socio-culturels.

À l'abattoir, certaines installations peuvent pratiquer indifféremment, après un temps d'adaptation et de réorganisation notamment du poste de retrait des viscères, soit l'éviscération (cadence

rapide), soit l'effilage (cadence plus lente). Le choix entre les deux modes de préparation est une affaire d'opportunités commerciales. Dans d'autres abattoirs, l'effilage est le seul mode de préparation possible avec, par conséquent, un seul débouché commercial pour ce type de « volailles effilées ». Enfin, et dans la majorité des abattoirs de poulets de chair, l'éviscération est la seule technique pratiquée, les carcasses étant commercialisées soit sous forme « prêtes à cuire » soit destinées à la découpe et à une transformation ultérieure.

La préparation de ces viandes, à l'abattoir, est identique en bien des points, plusieurs opérations unitaires étant communes (figure 2). Il existe néanmoins quelques différences en lien avec la problématique de la saisine :

- les cadences d'abattage très élevées pour les poulets éviscérés, beaucoup plus lentes pour les effilés ;
- le lavage à l'eau systématique (automatique) pour les poulets éviscérés, au « cas par cas » (choix de l'opérateur) pour les effilés ;
- une présence et/ou une intervention humaine au plus près de l'opération lors de l'effilage des carcasses. La nature de l'opération d'effilage et les cadences faibles autorisent cette présence et font de cette opération un point de vigilance dans le Guide des Bonnes Pratiques Hygiéniques du secteur.

Ces éléments conduisent à considérer que le risque de contamination de la carcasse n'est pas supérieur pour les poulets effilés à celui retrouvé pour les volailles éviscérées.

Concernant la contamination des abats par des souillures provenant de l'intestin des volailles au cours de l'éviscération ou de l'effilage, les données de prévalence ou même qualitatives de contamination sont manquantes, ce qui ne permet pas la comparaison (détails en section 2.4.3 du rapport). De même, les pourcentages de ruptures accidentelles de l'intestin en « éviscérées » ou en « effilées » ne sont pas connus. Les professionnels audité estimant, sans preuves formelles, « qu'il y a en a vraisemblablement moins en « effilées » qu'en « éviscérées ». Compte-tenu de la nature de l'opération d'effilage (*versus* éviscération), des plus faibles cadences de chaîne, de l'utilisation limitée d'eau et d'un contrôle visuel facilité par une intervention manuelle des opérateurs, il est raisonnable de penser, sans en avoir la preuve toutefois, que la contamination du foie par des souillures de l'intestin est un évènement ayant lieu moins fréquemment en « effilées » qu'en « éviscérées ». En l'absence de données quantitatives, ce vraisemblable différentiel ne peut cependant pas être estimé. De plus, lorsque le foie est contaminé par des souillures fécales, le mode de préparation de ces abats en « éviscérées » (regroupement de plusieurs foies) pourra aboutir à la contamination du lot, par contamination croisée de plusieurs foies par contact avec le foie contaminé. En revanche, dans le cas d'une volaille effilée, la contamination restera individuelle.

Ces éléments conduisent à considérer que le risque de contamination des abats (en particulier des foies) par souillure externe dans la filière « effilée » ne serait pas supérieur à celui associé aux volailles éviscérées.

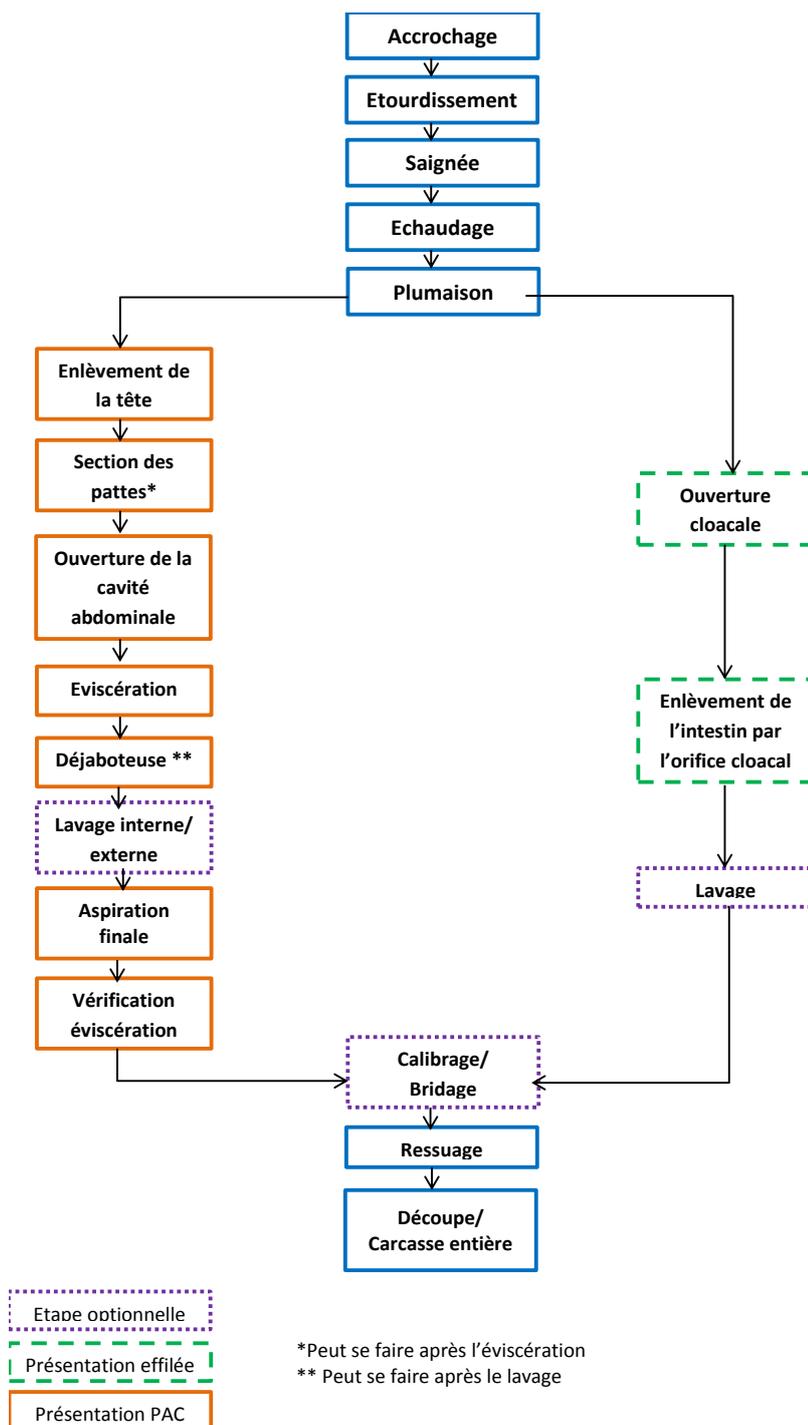


Figure 2 : Diagramme de fabrication des volailles selon la présentation éviscérée et effilée (d'après les données CNADA et CNADEV)

2.4 *Salmonella* spp. dans les filières volailles

2.4.1 Excrétion et contamination des organes profonds : données bibliographiques

La préoccupation de documenter l'effet de la colonisation des poulets/poules par *Salmonella* spp. est ancienne. Pour comprendre les conditions de la contamination des élevages et les conséquences en termes d'excrétion dans les fientes et de colonisation des organes profonds des oiseaux, des analyses en situation d'élevages conventionnels auraient été idéales. Mais pour des raisons principalement techniques (difficulté de dénombrer *Salmonella* spp. dans les conditions de production (Fravalo *et al.*, 2003)), cette recherche a été mise en œuvre en utilisant des modèles de contamination artificielle des oiseaux en isolateurs, en cages ou en parquets, par inoculation directe, ou par contacts avec des animaux rendus fortement excréteurs (modèles dits « seeder » Kilroy *et al.*, 2015). Ces modèles convergent pour indiquer que, suite à l'inoculation, il y a bien une colonisation des oiseaux (la quantité de bactéries par gramme de contenu intestinal ou excrétée *via* les fientes est supérieure à l'*inoculum*) dans les 3 jours post-inoculation. Une nette différence d'intensité et de durée de l'excrétion est établie selon la dose inoculée (Sadler *et al.*, 1969). Par ailleurs, il apparaît que les quantités (concentrations) de *Salmonella* spp. retrouvées dans les organes sont plus faibles que celles retrouvées dans les contenus caecaux des oiseaux (Duchet-Suchaux *et al.*, 1995 ; Muir *et al.*, 1998 ; Kollanoor, 2009 ; Cerisuelo *et al.*, 2014), et sont d'autant plus faibles que sont faibles les concentrations fécales ou caecales. Les publications suggérant que cette observation n'est pas systématique sont rares (Agunos *et al.*, 2006). Par la suite, les concentrations caecale et fécale diminuent avec le temps (ces résultats semblent fonction de la souche et de l'âge d'inoculation (Beal *et al.*, 2004)). Mais, dès l'obtention des premiers résultats par les modèles les plus anciens (on parle des années 1970 et avant, Miller & Schäferen en 1952), les auteurs montrent clairement un effet de la dose inoculée sur la persistance et l'intensité de l'excrétion chez les oiseaux.

Compte tenu de la question posée, il semble plus judicieux de se rapprocher des *inocula* les plus faibles sur des oiseaux jeunes pour reproduire ce qui se passerait en condition de production conventionnelle. Les résultats issus de l'analyse de ces inoculations confirment la possibilité de détecter, voire dénombrer, les salmonelles dans les viscères des oiseaux jusqu'à plusieurs semaines post-inoculation (Kassem *et al.*, 2012), avec un pic de contamination du foie entre 24 et 48h post-inoculation (He *et al.*, 2010). Si les modèles d'inoculation permettent de pallier le manque de connaissances de terrain, il faut retenir qu'ils décrivent des situations exacerbées. Dans ce contexte, il est particulièrement difficile d'anticiper ce que sera une contamination des organes viscéraux (peu d'études avec portage asymptomatique stabilisé) dans un élevage pour lequel l'excrétion est attendue faible (pour mémoire la méthode d'échantillonnage utilisée pour détecter *Salmonella* spp. dans un élevage considère d'emblée une excrétion sporadique).

2.4.2 Contamination des carcasses et abats : données bibliographiques

L'interrogation des bases de données bibliographiques révèle finalement peu d'articles consacrés au dénombrement des salmonelles sur les carcasses et *a fortiori* dans les abats.

Le fait que la réglementation n'impose pas la quantification mais seulement la recherche de la présence ou de l'absence de *Salmonella* spp., couplé à la difficulté technique de dénombrer un micro-organisme tel que celui-là, peut expliquer la faible abondance d'articles sur ce sujet.

Néanmoins, il est possible de dire que les auteurs élicitent deux grandes catégories de méthodes pour le dénombrement des salmonelles :

- l'ensemencement direct de la prise d'essai sur des milieux sélectifs : cette méthode ne permet de détecter que les fortes concentrations (1 000 à 10 000 UFC/g de peau) et la limite inférieure de détection admise est généralement de 500/g ;
- une méthode semi-quantitative basée sur la méthode du nombre le plus probable (NPP) (3 à 5 tubes avec enrichissement). Cette méthode se révèle très chronophage et nécessite de nombreuses manipulations. La limite de détection varie en fonction du protocole (analyse sur rinçat ou peau de cou).

Concernant la contamination des carcasses par *Salmonella* spp., la littérature scientifique s'accorde sur une gamme des possibles comprise entre 0 log₁₀ UFC (inférieur à la limite de détection) et 4 log₁₀ UFC, le plus souvent exprimés par gramme de peau de cou ou mL de rinçat. Une étude américaine a été réalisée sur une année, à partir d'échantillons de carcasses de poulets prélevés au stade de la distribution (Mazengia *et al.*, 2014). Les échantillons sont représentés par 350 grammes de morceaux de poulet avec peau, mis en présence d'eau peptonée tamponnée en sac, puis « massés » et « agités ». Après une période d'enrichissement, les salmonelles ont été dénombrées, à partir du rinçat, par la méthode NPP (3 tubes) ; la limite minimale de dénombrement était de 0,03 NPP/g de morceau prélevé (350 g). Sur les 1 322 échantillons analysés, 150 ont donné un résultat positif en salmonelles. Les auteurs ont rangé les résultats dans 3 catégories :

- 6% des échantillons positifs présentent une concentration de 30 à 240 NPP/100 g ;
- 28% entre 3 et 30 NPP/100 g ;
- les deux tiers (66%) ont moins de 3 NPP/100 g.

Les auteurs poursuivent en indiquant que 94% des échantillons positifs ont moins de 30 salmonelles/100 g. Ils citent également une base de données officielle aux Etats-Unis (résultats de la surveillance 2007-2008) qui indique que sur les 170 échantillons (rinçats) de poulets positifs (le nombre total d'échantillons est de 3 275) aucun ne dépassaient 30 salmonelles/mL. Ils concluent que de fortes concentrations en salmonelles sur un poulet sont un évènement très rare (inférieur à 1%). Cette assertion peut être confirmée par d'autres références bibliographiques. Par exemple, Uyttendaele *et al.* en 1999, en Belgique, au stade de la distribution, trouvent 34% de positifs sur 133 poulets. Seuls deux des 45 poulets positifs présentent une contamination suffisante pour être détectée en placage direct (> 500/g). De même Cook *et al.*, (2012), en Ontario (Canada), analysent 187 filets avec peau (61 positifs) et 131 filets sans peau (26 positifs) durant l'année 2007 (par NPP, limite de détection 0,3 NPP/g). Les résultats sont présentés dans le tableau 1.

Tableau 1 : Classement des résultats positifs pour la contamination par *Salmonella* spp.d'échantillons de filets de poulets (Cook *et al.*, 2012)

	Nombre de positifs	Inférieur à la limite détection	0,3 - 10 NPP/g	11 - 100 NPP/g	101 - 1000 NPP/g	>1000 NPP/g
Sans peau	26	23	3	0	0	0
Avec peau	61	52	7	2	0	0

La très grande majorité des échantillons positifs présentent un nombre de salmonelles/g inférieur à la limite de détection de la méthode NPP avec enrichissement. Jarquin *et al.*, en 2015, au Guatemala, confirment la conclusion de Mazienga *et al.* (2014) par le dénombrement des salmonelles (méthode NPP (3 tubes) sur rinçats de carcasses), les résultats sont donnés en \log_{10} NPP/carcasse (poids des carcasses compris entre 0,75 et 1,5 kg). Les auteurs indiquent que sur les 103 carcasses positives :

- 48,6% présentent un résultat compris entre 1 et 2 \log_{10} NPP/carcasse ;
- 27% présentent un résultat compris entre 2 et 3 \log_{10} NPP/carcasse ;
- 24,4 % présentent un résultat compris entre 3 et 3,8 \log_{10} NPP/carcasse.

Les auteurs concluent que les résultats sont très homogènes et, si on les ramène en UFC/g (poids moyen des carcasses 1000 grammes), ils sont très bas, en accord avec la plupart des publications (Jarquin *et al.*, 2015).

Bien que des données françaises de sérotypage montrent une contamination possible des abats de volailles par les salmonelles, peu de publications font état de leur dénombrement dans les abats et notamment dans les foies de poulets.

Les travaux d'Alali *et al.* (2016) montrent que la contamination par salmonelles des rates de poulets est possible. A l'arrivée au laboratoire, les échantillons de rates sont stérilisés extérieurement puis broyés et soumis à l'analyse. Sur les 180 échantillons analysés, 15,6 % sont déclarés positifs en salmonelles avec en moyenne 0,95 \log_{10} NPP/rate. La contamination interne de cet organe lymphoïde secondaire est donc possible, comme celle du foie et des os (Cox *et al.*, 2007 ; Wu *et al.*, 2014, cités par Alali *et al.*, 2016).

En conclusion, la difficulté de dénombrement des salmonelles sur les carcasses (ou les abats) n'est sans doute pas étrangère au nombre, finalement peu élevé, de travaux sur le sujet. Plusieurs auteurs évoquent les nombreuses opportunités d'« enchâssement » qu'offrent la peau du poulet aux salmonelles. Une fois « enchâssées », ces dernières sont indisponibles pour leur dénombrement.

En tout état de cause, on peut raisonnablement considérer, que dans la gamme des possibles évoquée ci-dessus (entre « inférieur à la limite de détection » et 4 \log_{10} UFC), les résultats dans la partie haute de cette gamme sont rares. Pour les abats, malgré l'absence de données, le foie des volailles peut être contaminé à la fois en interne (Cf. 2.4.1) et en externe suite à une contamination par le contenu du tube digestif lors des opérations à l'abattoir.

2.4.3 Données françaises : prévalence de contamination au sein des filières de volailles de chair

2.4.3.1 Données en élevage

Les modalités du dépistage systématique des infections à *Salmonella* spp. dans les troupeaux de poulets de chair et de dindes d'engraissement sont définis par l'arrêté ministériel du 24 avril 2013 (voir section 2.1, figure 1).

Chaque année, le Synalaf recueille les résultats d'analyses des prélèvements effectués dans les élevages de volailles sous Label Rouge (poulets, chapons, poulardes, pintades et dindes). L'évolution du nombre d'analyses effectuées, entre 2012 et 2015, est présentée dans le tableau 2 ci-dessous ; ces analyses ont été réalisées sur différents types de volailles sous Label Rouge, mais concernent principalement les poulets de chair (90%).

Tableau 2 : Évolution du nombre d'analyses de recherche de *Salmonella* spp. en élevage, entre 2012 et 2015 et de leur répartition parmi les différents types de volailles sous Label Rouge

Année	Nombre d'analyses	Type de volailles	% d'analyses
2012	21 899	Poulet	91,4
		Chapon	2,0
		Poularde	0,3
		Pintade	2,8
		Dinde	3,5
2013	16 971	Poulet	94,5
		Chapon	1,0
		Poularde	0,2
		Pintade	2,0
		Dinde	2,3
2014	23 917	Poulet	91,4
		Chapon	3,0
		Poularde	0,4
		Pintade	4,7
		Dinde	0,5
2015	20 387	Poulet	90,4
		Chapon	2,5
		Poularde	0,4
		Pintade	6,1
		Dinde	0,7

L'évolution du pourcentage de lots détectés positifs à *Salmonella* spp., entre 2012 et 2015, par type de volailles sous Label Rouge, est représentée en figure 3. D'après ces données, aucune tendance temporelle ne semble se dégager sur ces quatre années. Le pourcentage de lots positifs à *Salmonella* spp. est en moyenne de 1,9% pour les poulets de chair, 2,1% pour les chapons, 2,2% pour les pintades, 2,4% pour les poulardes et 3,6% pour les dindes. Entre 2012 et 2015, sur l'ensemble des lots de volailles Label Rouge, 1,9% étaient positifs pour la présence de *Salmonella*.

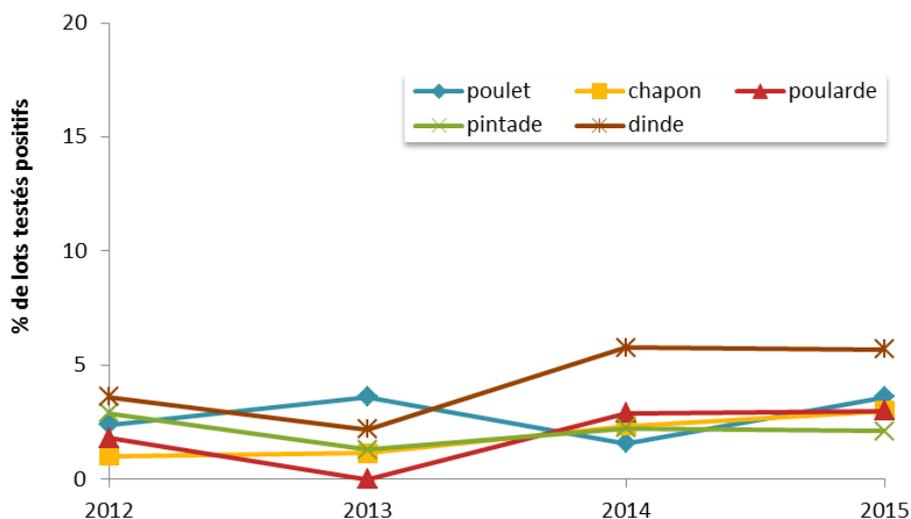


Figure 3 : Évolution du pourcentage de lots de volailles détectés positifs à *Salmonella* spp., en élevage, par type de volailles sous Label Rouge, entre 2012 et 2015 (d'après les données du Synalaf)

Annuellement, entre 250 et 500 souches de *Salmonella* spp. sont isolées en élevage. Les sérotypes SE et STm représentent respectivement 5% et 6% de ces souches. Le pourcentage annuel augmente régulièrement depuis 2011. En effet, en 2011 seules 3,6% des souches appartenaient à l'un des deux sérotypes contre 16,4% en 2015. L'évolution au cours du temps du pourcentage de souches appartenant à ces deux sérotypes est représentée en figure 4.

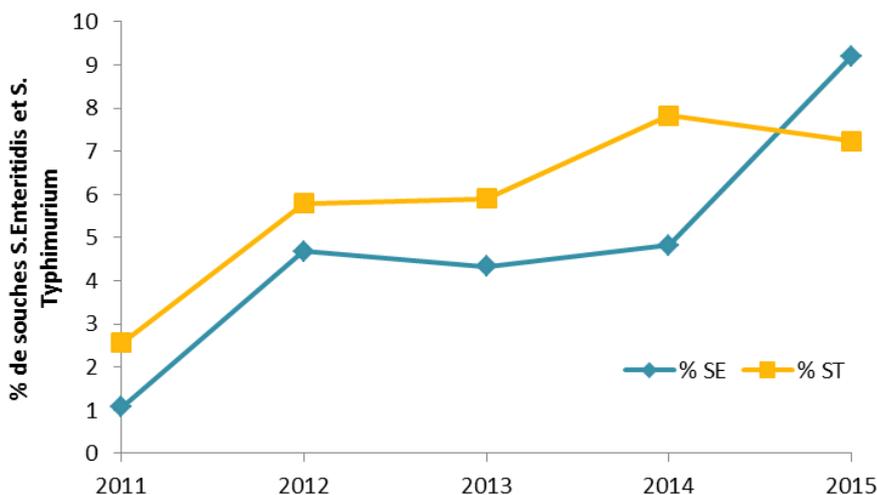


Figure 4 : Évolution du pourcentage de souches SE et STm parmi les *Salmonella* isolées en élevage entre 2011 et 2015

Les données disponibles, pour les lots de volailles sous Label Rouge détectés positifs à SE ou STm, concernent les lots de poulets pour les années 2014 et 2015 et sont résumées dans le tableau 3. Bien qu'une augmentation du pourcentage de lots positifs soit observée entre 2014 et 2015, ceux-ci représentent une très faible proportion des lots analysés : 0,19% en 2014 et 0,32% en 2015.

Tableau 3 : Pourcentage de lots de volailles Label Rouge détectés positifs à SE et STm en élevage, en 2014 et 2015

Année	Type de volailles	% de lots positifs à <i>S. Enteritidis</i>	% de lots positifs à <i>S. Typhimurium</i>
2014	Poulet	0,07	0,12
2015	Poulet	0,18	0,14

En 2016, au niveau national, 83 513 troupeaux de poulets de chair et de dindes d'engraissement, labellisés ou non, ont été dépistés lors de prélèvements obligatoires en fin de bande. Au total, 416 troupeaux ont été placés sous APMS et 28 sous APDI. Ainsi, 0,53% des troupeaux ont été détectés positifs pour la présence de SE ou STm. La répartition géographique de ces troupeaux est inégale et concentrée sur six départements qui abritent près de 40% des cas, le plus grand nombre de cas se trouvant sur l'île de la Réunion (12% des troupeaux sous APMS ou APDI).

En France, la prévalence de troupeaux de volailles de chair dépistés positifs à *S. Enteritidis* ou *S. Typhimurium* est de l'ordre de 0,2% à 0,5%.

2.4.3.2 Données en abattoir

Dans le cadre du plan de surveillance microbiologique national, le Synalaf recueille les résultats d'analyses de prélèvements effectués à l'abattoir sur les volailles Label Rouge. Ces analyses sont réalisées suivant les directives du règlement (CE) 2073/2005 et de l'instruction technique n°2014-859 de la DGAL. La recherche de salmonelles se fait sur un échantillon de 25 g de peau de cou obtenu par regroupement de trois prélèvements de 10 g de peau de cou sur trois carcasses différentes d'un même lot d'abattage. Les analyses sont réalisées dans chaque abattoir. Les bilans annuels de surveillance transmis par le Synalaf concernent les poulets de chair et les pintades sous Label Rouge pour la période 2009-2015.

En moyenne, 4 800 analyses sont réalisées annuellement sur les poulets de chair contre 67 sur les pintades. L'évolution du pourcentage de lots analysés se révélant positifs, poulets et pintades confondus, entre 2009 et 2015 est présentée en figure 5. Entre 2009 et 2012, la prévalence de lots positifs à *Salmonella* spp. a régulièrement diminué passant de 4,2% à 1,6%. Depuis 2012, la prévalence semble se stabiliser autour de 1,6% bien qu'une augmentation de celle-ci ait été observée en 2014 (2,8%).

La prévalence moyenne de lots de poulets et de pintades Label Rouge positifs pour *Salmonella* spp. à l'abattoir, depuis 2012, est de 2%.

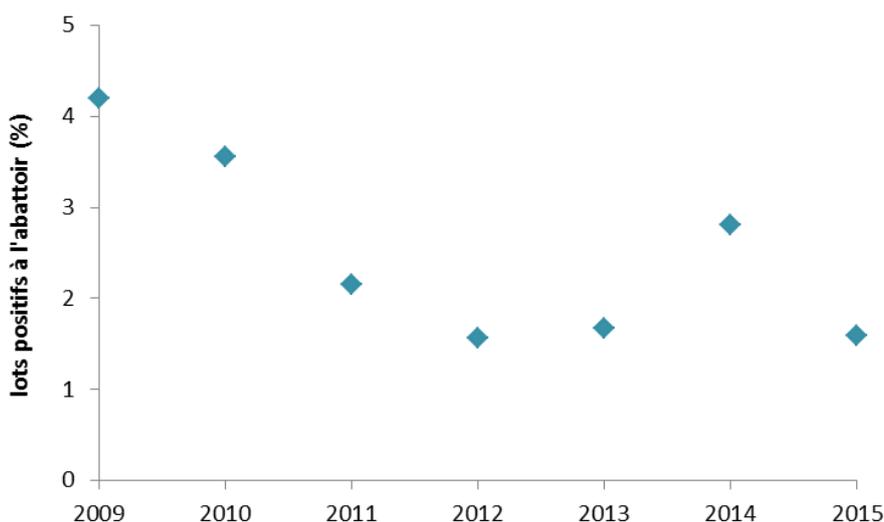


Figure 5 : Évolution du pourcentage de lots de volailles (poulets + pintades) Label Rouge positifs à *Salmonella* spp. à l'abattoir, entre 2009 et 2015

En 2014, un plan de surveillance national destiné notamment à évaluer la contamination par *Salmonella* spp. des viandes fraîches de volailles, au stade de l'abattoir, a été mené en France. Dans le cadre de ce plan, 1 183 échantillons de dindes d'engraissement et 1 696 échantillons de poulets de chair ont été analysés. Les échantillons étaient constitués de cinq unités de 25 g de peau de cou ; chaque unité était obtenue par le regroupement de trois prélèvements de 10 g pris sur trois carcasses différentes d'un même lot d'abattage. Les prévalences de *Salmonella* spp. sur les carcasses de dindes d'engraissement et de poulets de chair ont ainsi été estimées à, respectivement, 16,2% et 12,4%. Les prévalences des sérotypes SE et STm sur les carcasses de dindes d'engraissement sont respectivement de 0,1% et 1,2%. Sur les carcasses de poulets, le sérotype SE n'a pas été retrouvé. La prévalence de STm est estimée à 0,6%.

En 2016, un autre plan de surveillance, similaire à celui de 2014, a été mis en place avec 1 046 échantillons de dindes d'engraissement et 1 375 échantillons de poulets de chair analysés. Les prévalences de *Salmonella* spp. sur les carcasses de dindes d'engraissement et de poulets de chair ont été estimées, respectivement, à 15,6% et 12,8%. Le sérotype SE n'a été identifié dans aucun échantillon. La prévalence de STm sur les carcasses de dindes d'engraissement et de poulets de chair était, respectivement, de 0,9% et 1,3%.

Au niveau national, la prévalence de *Salmonella* spp. sur les carcasses de volailles, observée à l'abattoir, lors des plans de surveillance de 2014 et 2016, est de l'ordre de 13% pour les poulets de chair et de 16% pour les dindes d'engraissement. La prévalence de volailles contaminées par le sérotype *S. Enteritidis* ou *S. Typhimurium* reste faible, de l'ordre de 1%.

2.4.3.3 Données au stade de la distribution

Les plans de surveillance de la contamination par *Salmonella* spp. des viandes fraîches de volailles, réalisés en 2009 et 2010, ont permis d'acquérir des données au stade de la distribution.

En 2009, 120 échantillons prélevés sur des carcasses de poulets entiers (échantillon de peau de cou) ont été analysés. Au total, 9 échantillons ont été positifs pour la présence de *Salmonella* spp., soit 7,5% (IC_{95%}= [4,0 ; 13,7]) dont 2 échantillons contaminés à une concentration supérieure au seuil de dénombrement (1,3 UFC/g) : 0,8 et 2,6 log₁₀ UFC/g. Le sérotype STm a été retrouvé dans un seul échantillon. Le sérotype SE n'a pas été retrouvé.

Des échantillons de cuisses (n=121) et d'escalopes (n=120) ont également été analysés. Le taux de positivité de ces produits de découpe est inférieur à 2%. Les sérotypes SE et STm n'ont pas été retrouvés dans ces échantillons.

En raison du faible nombre d'échantillons positifs, ces données ont été complétées par le plan de surveillance de 2010 au cours duquel 323 échantillons de viande fraîche de dindes et 330 échantillons de viande fraîche de poulets ont été analysés, au stade de la distribution. La prévalence globale observée en *Salmonella* spp. est de 7,4% (IC_{95%}= [5,0 ; 9,8]) dans la viande de dindes et 1,2% (IC_{95%}= [0,3 ; 3,1]) dans la viande de poulets. Le sérotype STm a été retrouvé dans un échantillon alors que le sérotype SE n'a pas été retrouvé.

2.5 Identification des données manquantes pour mener une évaluation quantitative du risque

A l'étape d'abattage, l'analyse des différents procédés d'abattage, selon que la volaille soit effilée ou éviscérée, conduit à considérer que le risque de contamination d'une carcasse effilée n'est pas supérieur à celui retrouvé pour les volailles éviscérées.

Pour une analyse quantitative du risque, des statistiques sur la fréquence de rupture de l'intestin, tant pour la filière éviscérée que pour la filière effilée, ne sont pas disponibles. Dans ce contexte, il n'est pas possible d'estimer une éventuelle différence entre ces deux modes de préparation, pour le risque de contamination des carcasses et des viscères.

Par ailleurs, l'analyse bibliographique, réalisée en support au traitement de la présente saisine, montre un déficit d'information sur la contamination des abats par *Salmonella* spp. Aucune donnée d'autocontrôle, permettant de pallier cette carence de données publiées, n'a pu être communiquée lors des auditions des professionnels de la filière.

Plus spécifiquement, les prévalences de viscères (foies, cœurs, gésiers) contaminées à partir de volailles élevées dans un élevage placé sous APMS pour raison de détection de STm ou SE ne

sont pas documentées. Cependant, en France, les prévalences de détection de SE ou STm en élevage sont faibles. Dans ce contexte, il est vraisemblable que les prévalences de foies positifs soient faibles à très faibles.

Pour une évaluation du risque complète et quantitative, il serait également nécessaire de disposer des données d'exposition de la consommation de volailles effilées et de leurs abats (quantité consommée, part de consommateurs, type de consommateurs). Ces données devraient être complétées par une description des pratiques de préparation et de consommation de ces produits.

3 Conclusions

Les oiseaux élevés dans la perspective d'une production en filière volailles effilées ne sont pas issus d'un système de production différent de celui des volailles éviscérées. En France, les lots de poulets de chair reconnus positifs vis-à-vis de *S. Enteritidis* et *S. Typhimurium* sont peu nombreux (moins de 1%).

L'effilage ne constitue pas un procédé susceptible d'augmenter le risque de contamination par *Salmonella* spp. des carcasses et de la surface des viscères, par comparaison à une production éviscérée.

Cependant, en l'absence de données de contamination des viscères de volailles, notamment pour ceux issus de lots détectés positifs pour *S. Enteritidis* et *S. Typhimurium* en élevage, il est recommandé de conserver les mesures prévues par l'arrêté ministériel du 24 avril 2013, lorsque l'organisation de la production le permet. Le lot positif peut être remplacé par un autre lot, reconnu négatif, pour conserver le volume de production de volailles effilées attendu.

Si cette option de remplacement n'est pas applicable, la confirmation de l'existence d'un risque lié à la présence de *Salmonella* spp. dans les viscères pourrait être obtenue, avant le transport à l'abattoir du lot de volailles destinées à être « effilées », par la mise en place d'une analyse d'un nombre de foies prélevés en élevage ; le plan d'échantillonnage (n, prise d'essai) devra être établi par le gestionnaire du risque. Dans le cas où les résultats de cette analyse se révéleraient négatifs, le lot pourrait être abattu et commercialisé dans la filière « effilées ». En cas de détection de *Salmonella* spp. dans les foies, le lot devrait être abattu selon les dispositions de l'arrêté du 24 avril 2013.

Les données pour faire une évaluation quantitative de ce risque n'étant pas disponibles, le nombre de foies à prélever ne peut pas être actuellement déterminé en s'appuyant sur cette analyse.

Date de validation du rapport :

Dr Roger Genet

4 Bibliographie

- Agunos, A., U. Silphaduang, and Y. Mine. "Effects of Nonimmunized Egg Yolk Powder-Supplemented Feed on Salmonella Enteritidis Prevention and Elimination in Broilers." *Avian Dis* 50, no. 3 (Sep 2006): 366-73.
- Alali, Walid Q., et al. "The relationship between Salmonella levels in chicken spleen and mechanically separated ground chicken." *Food Control* 66 (2016): 250-255.
- Anses fiche de description de danger biologique transmissible par les aliments: "*Salmonella*", 2011. <https://www.anses.fr/fr/content/fiche-de-description-de-danger-biologique-transmissible-par-les-aliments-salmonella-juin>
- Beal, R. K., P. Wigley, C. Powers, S. D. Hulme, P. A. Barrow, and A. L. Smith. "Age at Primary Infection with Salmonella Enterica Serovar Typhimurium in the Chicken Influences Persistence of Infection and Subsequent Immunity to Re-Challenge." *Vet Immunol Immunopathol* 100, no. 3-4 (Aug 2004): 151-64.
- Commission du *Codex Alimentarius* (CAC, 2007). Principles and guidelines for the conduct of microbiological risk management CAC/GL 63-2007. Annex I suggested elements to include in a microbiological risk profile.
- Cerisuelo, A., C. Marin, F. Sanchez-Vizcaino, E. A. Gomez, J. M. de la Fuente, R. Duran, and C. Fernandez. "The Impact of a Specific Blend of Essential Oil Components and Sodium Butyrate in Feed on Growth Performance and Salmonella Counts in Experimentally Challenged Broilers." *Poult Sci* 93, no. 3 (Mar 2014): 599-606.
- Cook, A., J. Odumeru, S. Lee, and F. Pollari. "Campylobacter, Salmonella, Listeria Monocytogenes, Verotoxigenic Escherichia Coli, and Escherichia Coli Prevalence, Enumeration, and Subtypes on Retail Chicken Breasts with and without Skin." *J Food Prot* 75, no. 1 (Jan 2012): 34-40.
- Cox NA, Richardson LJ, Burh RJ, Northcutt JK, Bailey JS, Cray PF. "Recovery of Campylobacter and Salmonella serovars from the spleen, liver and gallbladder, and ceca of six and eight-week-old commercial broilers". *Journal of Applied Poultry Research* (2007), 16(4), 477-480.
- Duchet-Suchaux, Marion, et al. "Quantification of experimental Salmonella enteritidis carrier state in B13 leghorn chicks." *Avian diseases* (1995): 796-803.
- EFSA (European Food Safety Authority) and ECDC (European Centre for Disease Prevention and Control), 2016. The European Union summary report on trends and sources of zoonoses, zoonotic agents and food-borne outbreaks in 2015. *EFSA Journal* 2016;14(12):4634, 231 pp. doi:10.2903/j.efsa.2016.4634
- Feasey, N. A., J. Hadfield, K. H. Keddy, T. J. Dallman, J. Jacobs, X. Deng, P. Wigley, et al. "Distinct Salmonella Enteritidis Lineages Associated with Enterocolitis in High-Income Settings and Invasive Disease in Low-Income Settings." *Nat Genet* 48, no. 10 (Oct 2016): 1211-17.
- Finlay, B. B. "Molecular and Cellular Mechanisms of Salmonella Pathogenesis." In *Bacterial Pathogenesis of Plants and Animals: Molecular and Cellular Mechanisms*, edited by Jeffery L. Dangl, 163-85. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg, 1994.
- Foley, S. L., T. J. Johnson, S. C. Ricke, R. Nayak, and J. Danzeisen. "Salmonella Pathogenicity and Host Adaptation in Chicken-Associated Serovars." *Microbiol Mol Biol Rev* 77, no. 4 (Dec 2013): 582-607.
- Fravallo, P., Hascoët, Y., Fellic, M., Ellic, M. L., Queguiner, S., Petton, J. and Salvat, G. Convenient method for rapid and quantitative assessment of *Salmonella enterica* contamination: the

- mini-MSRV MPN technique. *Journal of Rapid Methods & Automation in Microbiology*, 11(Oct 2003): 81–88. doi:10.1111/j.1745-4581.2003.tb00031.x
- Garai, P., D. P. Gnanadhas, and D. Chakravorty. "Salmonella Enterica Serovars Typhimurium and Typhi as Model Organisms: Revealing Paradigm of Host-Pathogen Interactions." *Virulence* 3, no. 4 (Jul 01 2012): 377-88.
- Guillier L. Chapitre 14 : Analyse des risques microbiologiques. In Naïtali M, Guillier L., Dubois-Brissonet F. *Risques microbiologiques alimentaires*. Paris, Lavoisier Tech & Doc, Coll. « Sciences et techniques agroalimentaires », 2017.
- He, G. Z., W. Y. Tian, N. Qian, A. C. Cheng, and S. X. Deng. "Quantitative Studies of the Distribution Pattern for Salmonella Enteritidis in the Internal Organs of Chicken after Oral Challenge by a Real-Time Pcr." *Vet Res Commun* 34, no. 8 (Dec 2010): 669-76.
- Ibarra, J. A., and O. Steele-Mortimer. "Salmonella--the Ultimate Insider. Salmonella Virulence Factors That Modulate Intracellular Survival." *Cell Microbiol* 11, no. 11 (Nov 2009): 1579-86.
- ITAVI Institut technique des filières avicole, cunicole et piscicole. <http://www.itavi.asso.fr/content/les-volailles-de-chair> (septembre 2017)
- Jarquin, C., D. Alvarez, O. Morales, A. J. Morales, B. Lopez, P. Donado, M. F. Valencia, *et al.* "Salmonella on Raw Poultry in Retail Markets in Guatemala: Levels, Antibiotic Susceptibility, and Serovar Distribution." *J Food Prot* 78, no. 9 (Sep 2015): 1642-50.
- Kassem, Issmat Ibrahim, *et al.* "An evaluation of the effect of sodium bisulfate as a feed additive on Salmonella enterica serotype Enteritidis in experimentally infected broilers." *Poultry science* 91.4 (2012): 1032-1037.
- Kilroy, S., Raspoet, R., Devloo, R., Haesebrouck, F., Ducatelle, R., & Van Immerseel, F.. "Oral administration of the Salmonella Typhimurium vaccine strain NaI2/Rif9/Rtt to laying hens at day of hatch reduces shedding and caecal colonization of Salmonella 4, 12: i:-, the monophasic variant of Salmonella Typhimurium 1". *Poultry science*, 94 (6) (Jun 2015), 1122-1127.
- Kollanoor JohnyA. Ananda Baskaran S. Charles A. S. Amalaradjou M. A. R. Darre M. J. Khan M. I. Hoagland T. A. Schreiber D. T. Donoghue A. M. Donoghue D. J.Venkitanarayanan K. "Prophylactic supplementation of caprylic acid in feed reduces *Salmonella* Enteritidis colonization in commercial broiler chicks". *J. Food Prot.* (2009) 72:722–727
- Mazengia, E., *et al.* "Prevalence, concentrations, and antibiotic sensitivities of Salmonella serovars in poultry from retail establishments in Seattle, Washington." *Journal of food protection* 77.6 (2014): 885-893.
- Muir, Wendy I., W. L. Bryden, and A. J. Husband. "Comparison of Salmonella typhimurium challenge models in chickens." *Avian diseases* (1998): 257-264.
- Nuccio, S. P., and A. J. Baumler. "Reconstructing Pathogen Evolution from the Ruins." *Proc Natl Acad Sci U S A* 112, no. 3 (Jan 20 2015): 647-8.
- Ryan, D., M. Mukherjee, and M. Suar. "The Expanding Targetome of Small Rnas in Salmonella Typhimurium." *Biochimie* 137 (Jun 2017): 69-77.
- Sadler, W. W., J. R. Brownell, and M. J. Fanelli. "Influence of age and inoculum level on shed pattern of Salmonella typhimurium in chickens." *Avian Diseases* (1969): 793-803.
- Santé Publique France. Surveillance des toxi-infections alimentaires collectives: Données de la déclaration obligatoire, 2015.
- Shaffer, Morris F., Kelsey C. Milner, Dorothy I. Clemmer, and Joan F. Bridges. "Bacteriologic Studies of Experimental Salmonella Infections in Chicks. II." *The Journal of Infectious Diseases* 100, no. 1 (1957): 17-31. <http://www.jstor.org/stable/30098308>.
- Uyttendaele, Mieke, P. De Troy, and Johan Debevere. "Incidence of Salmonella, Campylobacter jejuni, Campylobacter coli, and Listeria monocytogenes in poultry carcasses and different

types of poultry products for sale on the Belgian retail market." *Journal of Food Protection* 62.7 (1999): 735-740.

Velge, P., A. Wiedemann, M. Rosselin, N. Abed, Z. Boumart, A. M. Chausse, O. Grepinet, et al. "Multiplicity of Salmonella Entry Mechanisms, a New Paradigm for Salmonella Pathogenesis." *Microbiologyopen* 1, no. 3 (Sep 2012): 243-58.

Wu D, Alali WQ, Harrison MA, Hofacre CL. "Prevalence of *Salmonella* in neck skins and bones of chicken". *Journal of Food Protection*. 77.7 (2014): 1193-1197.

Législation et réglementation

Arrêté ministériel du 24 avril 2013 relatif à la lutte contre les infections à salmonelles considérées comme dangers sanitaires de première catégorie dans les troupeaux de poulets de chair et de dindes d'engraissement et fixant les modalités de déclaration des salmonelles considérées comme dangers sanitaires de deuxième catégorie dans ces troupeaux.

Directive européenne (CE) 92/117 du Conseil, du 17 décembre 1992, concernant les mesures de protection contre certaines zoonoses et certains agents zoonotiques chez les animaux et dans les produits d'origine animale, en vue de prévenir les foyers d'infection et d'intoxication dus à des denrées alimentaires

Règlement (CE) n°1069/2009 du Parlement européen et du Conseil du 21 octobre 2009 établissant des règles sanitaires applicables aux sous-produits animaux et produits dérivés non destinés à la consommation humaine et abrogeant le règlement (CE) n° 1774/2002 (règlement relatif aux sous-produits animaux)

Règlement (CE) n°543/2008 de la Commission du 16 juin 2008 portant modalités d'application du règlement (CE) n°1234/2007 du Conseil en ce qui concerne les normes de commercialisation pour la viande de volaille

Règlement (CE) n°2160/2003 du Parlement européen et du Conseil du 17 novembre 2003 sur le contrôle des salmonelles et d'autres agents zoonotiques spécifiques présents dans la chaîne alimentaire.

Règlement (CE) 2073/2005 de la Commission du 15 novembre 2005 concernant les critères microbiologiques applicables aux denrées alimentaires

Instruction technique n°2014-859 de la DGAL. Critères microbiologiques applicables aux auto-contrôles sur les viandes fraîches et carcasses de volailles.