

**SALMONELLA MULTI-RESISTANTES AUX ANTIBIOTIQUES, ISOLEES
DES BATIMENTS D'ELEVAGES DE POULET DE CHAIR ET DES
TUERIES AVICOLES DANS LA WILAYA DE SIKKDA (ALGERIE)**

Djeffal.S¹ ; Mamache.B² ; Elgroud.R¹ ; Bouaziz.O¹

¹*Laboratoire de gestion et production animales , Institut des sciences vétérinaires
, Université Constantine1, BP Djeffal56 Elkhroub, 25100.*

²*Institut des Sciences Vétérinaires et des Sciences Agronomiques, Université de
Batna-1*

sam9vetot@gmail.fr

RÉSUMÉ

Cette étude a pour objectifs de déterminer la prévalence des différents sérotypes de salmonelles isolés dans 32 bâtiments d'élevage de poulet de chair et 6 tueries avicoles dans la région de Skikda (Nord-est de l'Algérie) et leur profil d'antibiorésistance. L'étude a été menée de Décembre 2011 à Mai 2013.

Sur les 32 élevages étudiés, 11 se sont révélés contaminés par des salmonelles, (34.4%), tandis que toutes les tueries étaient contaminées par *Salmonella*. Cinq sérovars à partir de 45 souches de *Salmonella*, ont pu être identifiés avec une prédominance de S. Kentucky (n = 22) suivi de S. Heidelberg (n = 13), S. Enteritidis (n = 4) et S. Virginia (n = 5) et S. Newport (n=1). Les isolats des élevages de poulet de chair et des tueries avicoles ont été résistants à la Ciprofloxacine (51.1 %); Céfotaxime (26.7 %); Aztreonam (26.7 %) et Gentamycine (22.2 %). Ces résultats démontrent que la production de poulet de chair est une source importante de la dissémination des salmonelles multi-résistantes dans notre région.

ABSTRACT

Emergence of multi drug resistant *Salmonella* isolated from broiler chicken farms and slaughterhouses in the province of Skikda(Algeria)

This study was conducted to assess the prevalence and distribution of *Salmonella* serovars and their resistance to antibiotics in thirty-two poultry farms and six poultry slaughterhouse of the province of Skikda (North-East of Algeria). The study was carried out from December 2011 to May 2013. The results showed that 11 farms (34.4%) and all slaughterhouses were contaminated. Forty-five serovars were identified, the most frequent serotypes were Kentucky (n = 22), followed by *Salmonella* Heidelberg (n = 13), Virginia (n = 5), Enteritidis (n = 4) and Newport (n = 1). The isolates exhibited resistance to Ciprofloxacin (51.1 %); Cefotaxim (26.7%); Aztreonam (26.7%) and Gentamycin (22.2%).

These results indicate that poultry products could be a potential source for *Salmonella* multi-drug resistant (MDR) spread in our region.

INTRODUCTION

L'infection à *Salmonella* est un problème majeur en santé publique. Différents animaux sont des réservoirs de salmonelles en Algérie, parmi lesquels les volailles, le pigeon, les bovins et les reptiles. Les individus s'infectent lors de la consommation d'aliments contaminés avant leur cuisson (Majowicz *et al.*, 2010). Ces infections sévères causent des gastroentérites surtout chez les patients jeunes et les immuno-déficients qui peuvent être traités dans les cas les plus graves par des fluoroquinolones tels que la ciprofloxacine (Le Hello *et al.*, 2011).

Parmi ces pathogènes, le traitement des souches de *Salmonella* multi-résistantes (MDR) chez les humains devient de plus en plus difficile. Le nombre rapporté des infections par intoxications alimentaires, dues aux souches de salmonelles multi-résistantes est en évolution constante (Molbak *et al.* 2000 ; Angulo *et al.*, 2005).

L'objectif de cette étude est d'estimer la prévalence des salmonelles chez le poulet de chair dans les poulaillers et les tueries de la région de Skikda, de déterminer la distribution des sérovars des souches isolées, et de déterminer leurs profils d'antibiorésistance.

1. MATERIELS ET METHODES

1.1. Région d'étude et prélèvements

L'étude a été réalisée sur 32 élevages de poulet de chair, 4 tueries privées et un abattoir avicole public, dans la région de Skikda. Afin d'évaluer le statut hygiénique des élevages et des tueries étudiés et de déterminer leur statut sanitaire, vis-à-vis des salmonelles, nous avons effectué une enquête épidémiologique transversale (questionnaire d'élevage et d'abattage). Un total de 1194 prélèvements ont été réalisés au niveau des bâtiments d'élevage et 90 prélèvements au niveau des tueries. Pour des raisons techniques, les prélèvements ont été réalisés en 2 campagnes distinctes.

Les tableaux 1 et 2 illustrent l'organisation des prélèvements des élevages et des tueries.

1.2. Méthodes

Isolement et identification

Les analyses bactériologiques ont été réalisées selon le protocole de la **norme ISO6579/2002**. Après confirmation, les souches de salmonelles ont été soumises au sérotypage et à l'antibiogramme.

La lecture et la détermination du sérovars de la souche ont été réalisées selon le tableau de Kauffmann-White-LeMinor alors que l'antibiogramme a été réalisé selon la méthode de Kirby-Bauer (1966), sur gélose de Mueller-

Hinton (Bio-Rad, France). Selon les recommandations du (EUCAST), 13 antibiotiques ont été testés à savoir : Amoxicilline /Acide clavulanique, Ticarcilline, Céfotaxime, Céfotaxime, Aztréoname, Imépinème, Ertapénème, Amikacine, Ciprofloxacine, Colistine, Cotrimoxazole et Fosfomicine. La recherche de BLSE a été réalisée par le test de synergie et du double disque (DDST).

2. RESULTATS ET DISCUSSION

Prévalences de contamination

Sur les 32 élevages étudiés, 11 se sont révélés contaminés par les salmonelles, soit un taux de prévalence de 34.4 %. Le nombre des prélèvements contaminés par *Salmonella* varie selon la nature du prélèvement : 6,25 % (n = 64) pour les chiffonnettes, 4,2 % (n=330) pour les écouvillons ; 3,1 % (n=320) pour les fientes ; 2,2 % (n=320) pour l'eau de boisson et absence totale de toute contamination des prélèvements d'aliment. Les tueries avicoles étudiées, sont toutes contaminées par *Salmonella*. Sur 90 prélèvements, 10 étaient contaminées, soit un taux de 11,1 %, avec des taux de contamination différents : caecum 12 % (n = 25); peau du cou 8 % (n = 25); foie 4 % (n = 25); chiffonnettes 40 % (n = 5); écouvillon du couteau de saignée 20 % (n = 5); eau de rinçage des carcasses 20 % (n = 5) (tableau 3).

Distribution et antibiorésistance des sérotypes de *Salmonella*

45 souches de *Salmonella* ont été isolées à partir des prélèvements des élevages de poulet de chair et des tueries avicoles. 5 sérovars ont été identifiés avec une prédominance de 2 sérovars à savoir Kentucky (n = 22) et Heidelberg, (n = 13). Nous avons aussi noté la présence d'autres sérovars à savoir : Enteritidis (n = 4), Virginia (n = 5) et Newport (n=1). Les isolats des élevages de poulet de chair et des tueries avicoles se sont révélés résistants à la Ciprofloxacine (51.1 %); Ticarcilline (46.7 %); Céfotaxime (26.7 %); Aztreonam (26.7 %) et la Gentamycine (22.2 %).

Les analyses bactériologiques ont montré des seuils de contamination divers par le genre *Salmonella*. Cette importante prévalence est en accord avec celles rapportées dans la région de Constantine par Elgroud *et al.* (2009): 36.7 % ; Ayachi *et al.* (2010) : 60 % dans la région de Batna), Bouzidi *et al.* (2011) dans les régions d'El-Tarf et Annaba avec une prévalence de 38,3 %. A l'échelle Européenne, l'étude conduite par the European Food Safety Authority (EFSA) en 2011, dans plusieurs pays de l'Union Européenne, a rapporté une moyenne de prévalence de contamination par *Salmonella spp.* dans les élevages de poulet de chair de 3,2 %,

avec la prévalence la plus élevée pour tous les sérovars, détectée en Roumanie (36,5 %).

Le taux de prévalence de contamination par les salmonelles, relevé durant notre étude reste important avec une distribution hétérogène des sérovars.

D'après l'étude des questionnaires, cette prévalence peut être expliquée par le faible niveau hygiénique des poulaillers étudiés, leurs structures surtout que certains d'entre eux sont des serres en plastic mais aussi par l'absence de contrôle et de surveillance, car la maladie ne se déclare pas cliniquement et persiste à l'état insidieux chez les porteurs sains. Les poulets peuvent être contaminés pendant la période d'élevage. Le faible niveau hygiénique global associé à la persistance de la bactérie à l'intérieur des bâtiments d'élevage favorisent la présence de salmonelles (Lahellec et al., 1985 ; Baggesen., 1992). Dans les pratiques d'élevage des volailles, plusieurs points critiques restent non maîtrisés surtout la litière humide, le sol en terre battue, difficile à nettoyer et à désinfecter et les murs en parpaings. Le poulet peut être infecté horizontalement par le biais de la litière, l'aliment, l'eau de boisson, la poussière et les équipements contaminés (Pope, 2000).

Des salmonelles ont été isolées dans la totalité des tueries avicoles testées (prévalence de 100 %) ; Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par Elgroud et al. (2009) (73,3 %). Différentes enquêtes réalisées au cours de ces dernières années, ont montré que différents stades de la production peuvent être responsables de la contamination par *Salmonella* des volailles et des produits transformés (Salvat, 1997). Lors d'infection du poulet, la bactérie se multiplie dans les intestins et peut être excrétée dans les fientes et contaminer d'autres sujets. Le problème de la contamination croisée peut continuer lors du processus d'abattage (Van Scothorst et al., 1980). Plusieurs études ont démontré que la contamination des carcasses pouvait être associée à plusieurs facteurs tels que : la non mise à jeun des poulets avant l'expédition à l'abattoir (Corrier et al., 1999), la longueur du temps de remplissage des casiers de transport (Papa et al., 1988) et les mauvaises pratiques d'abattage, de nettoyage et de désinfection (Lillard et al., 1988 ; James et al., 1992). La plupart des sérotypes ont été isolés simultanément dans les élevages et les tueries avicoles étudiées ce qui suggère que la plupart des sérotypes de *Salmonella* se transmettent essentiellement au cours de l'élevage, avant l'abattage du poulet de chair. Le sérotype Kentucky est le plus prédominant durant cette étude. Ce sérotype a été associé au poulet depuis 1937, duquel il a été isolé pour la première fois aux Etats-Unis (Edwards et al., 1938). Le sérovar

Heidelberg a aussi été isolé à un taux de 31,1 %. Ce sérovar a déjà été mis en évidence au cours d'une étude menée dans la région du centre de l'Algérie en 2007 dans laquelle, sur les 100 souches de salmonelles isolées, le sérotype Heidelberg a représenté un taux de 24 % (Bounar-Kechih et al., 2011).

Le sérovar Enteritidis est le plus fréquemment isolé en production animale, surtout en aviculture en Europe (EFSA, 2013).

Les isolats des élevages de poulet de chair et des tueries avicoles de la wilaya de Skikda étaient majoritairement résistants aux fluoroquinolones, surtout pour le sérovar Kentucky. Ainsi, 26,7 % des souches isolées portaient des Bétalactamases à spectre étendu. Une augmentation des infections à salmonelles non typhiques causées par plusieurs sérotypes de *S. Enterica* et plus spécialement le sérovar Kentucky a été rapportée dans certains pays d'Europe durant la période 2005-2008. Les souches résistantes aux C3G (par production de beta-lactamases à spectre étendu : BLSE) ou céphalosporinases, semblent être en nette augmentation dans le genre *Salmonella* (Le Hello et al., 2011 ; Xavier et al., 2011).

D'après l'étude des questionnaires, nous avons pu constater que les antibiotiques sont trop utilisés en élevage de poulet de chair et leur administration est majoritairement assurée par les éleveurs ce qui engendre des problèmes d'usage non raisonné et entraîne l'émergence des bactéries multi résistantes. C'est pourquoi des programmes de surveillance, une utilisation rationnelle des antibiotiques et des mesures strictes de biosécurité doivent être mis en place afin de limiter la propagation des bactéries multi résistantes dans l'industrie avicole.

CONCLUSION

Les résultats de cette étude révèlent un taux inquiétant de contamination par les salmonelles dans les élevages de poulet de chair et les tueries avicoles de la wilaya de Skikda. Nous avons noté une émergence de souches résistantes aux quinolones (*S. Kentucky* résistante à la ciprofloxacine) et des souches productrices de β -lactamases à spectre étendu. La contamination humaine causée par ces salmonelles multi-résistantes aux antibiotiques peut avoir de graves conséquences sur la santé publique. Pour cela, il est vivement recommandé d'appliquer les mesures de biosécurité au niveau des élevages et des tueries avicoles et de maîtriser les sources de contaminations et de dissémination de la bactérie. L'usage des antibiotiques en médecine vétérinaire doit être soumis un contrôle strict et sévère sous la responsabilité directe du médecin traitant pour la protection de la santé humaine contre ces germes zoonotiques.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- 1- Angulo FJ.,Johnson KR.,Tauxe RV.,Cohen ML , 2000 .Microb Drug Resist .,(6),77-83.
- 2-Ayachi, A., Alloui,N., Bennoune O., & Kassah-Laouar A,2010.Journal of Infection in Developing Countries., 4(2) , 103–106.
- 3- Baggesen D.L., Olsen J.E et Bisgaard M, 1992.Avian Pathol., (21), 569-579.
- 4- Bounar-Kechih S .,Hamdi TM., Mezali L., Assaous F., Rahal K,2011.Poultry Science.,(91), 1179-1185.
- 5-Bouzidi N., Aoun L., Zeghdoudi M., Bensouilah M., Elgroud R., Oucief I., Granier S.A., Brisabois A., Desquilbet L., Millemann Y ,2012. Food Research International .,(45) , 897–904.
- 6- Corrier D.E., Byrd J.A., Hargis B.M., Hume M.E., Bailey R.H et Stanker L.H,1999. Poultry Science ., (78), 45-49.
- 7-Le Hello S., Hendriksen RS., Doublet B., Fisher I., Nilsen EM., Whichard J.M , 2011.J.Infect .Dis .,(204),675-684.
- 8- Edwards P.R,1938. J Hyg(Lond).,(38), 306-8.
- 9- EUCAST (European Comitee on Antimicrobial Suceptibility Testing),2015 Recommandations , pp
- 10- Elgroud R., Zerdoumi F., Bentchouala C., Benazzouz M ., Granier S., Brisabois A., Dufour B., Millemann Y,2009. Zoonoses and Public Health.,(56), 84-93.
- 11- European food Safety Authority(EFSA).,Scientific report of efsa and ECDC ,2013.EFSAf journal., .,11(4),3129.
- 12-Guibourdenche M., Rggentin P., Mikoleit M., Field P.I., Bockemuhl,J., Grimont P.A and Weill F.X., 2010 supplement 2003-2007 (N°47) to the white –Kauffmann Le Minor scheme. Research Microbiology.,(161),26-29.
- 13- ISO (Comité international de normalisation AW/9 2002) ISO6579 ,2002 Microbiology- General guidance on methods for the detection of *Salmonella* –Amendment 1, Annex D.
- 14- James W.O., Williams W.O., Prucha J.C., Johnston R et Christensen W, 1992 . Journal of the American Veterinary Medical Association, 57-59.
- 15- Lahellec C., Colin P, 1985. British Poultry Science.,(26),179-186.
- 16- Le Hello S., Hendriksen RS., Doublet B., Fisher I., Nilsen EM., Whichard J.M,2011. J.Infect .Dis .,(204),675-684.
- 17- Lillard H.S,1988. Journal of food Royal Protection.,(51), 405-408.
- 18- Majowicz S.E., Musto J .,Scallan E,2010. Clin Infect Dis .,(50),882-89.
- 19- Molbak K ,2005. Clin Infect Dis., (41),1613-20.
- 20- Papa C.M .,Dickens ., 1988. Poultry Science.,(68),1478-1484.
- 21-Poppe C ,2000. CAB International:Oxon ,107-132.
- 22- Standardisation de l'antibiogramme a l'échelle nationale (SAEN) sixième édition 2011. pp51-52 .
- 24- Van Scothorst M ., Notermans S,1980. Edinbugh British Poultry science Ltd .,(90),79-90.
- 25- Xavier Weill François ., Le Hello Simon , 2011, centre national de référence de Salmonella CNR 2011.

Tableau 1: Organisation des prélèvements en élevages

Elevages	Période	Nbre d'élevages	Type de prélèvements	Nbre prélèvements/ visite à l'âge 15-30J	Nbre prélèvements/ visite à l'âge 45-60J	Bilan de prélèvements effectués par campagne
Première campagne	décembre 2011 à septembre 2012	17	Fientes Ecouvillon cloacal Aliment, Eau, Chiffonnettes.	1 pool de 5 g x 5 fientes 1 pool de 5 écouvillons 1 pool de 5gx5 d'aliment 1 pool de 5x25 mL d'eau 1 pool de chiffonnettes	1 pool de 5 g x 5 fientes 1 pool de 5 écouvillons 1 pool de 5x25 mL d'eau 1 pool de chiffonnettes	170 prélèvements fientes 170 prélèvements écouvillons 85 prélèvements d'aliments 170 prélèvements d'eau 34 chiffonnettes appliquée à la surface des murs (30cm)
Total		17		37 échantillons (9 pools)		629 échantillons
Deuxième campagne	décembre 2012 à mai 2013	15	Fientes Ecouvillon cloacal Eau, Chiffonnettes, Aliment	1 pool de 5gx5 fientes 1 pool de 5 écouvillons 1 pool de 5gx5 d'aliment 1 pool de 5x20 mL d'eau 1 pool de chiffonnettes	1 pool de 5gx5 fientes 1 pool de 5 écouvillons 1 pool de 5x20 mL d'eau 1 pool de chiffonnettes	150 prélèvements fientes 160 prélèvements d'écouvillons 75 prélèvements d'aliments 150 prélèvements d'eau 30 chiffonnettes appliquée à la surface des murs (30cm)
Total		15		37 échantillons en 9 pools sauf élevage public : 47 échantillons en 10 pools (doublement du nombre d'écouvillons cloacaux)		565

Nbre : Nombre

Tableau 2 : Organisation des prélèvements dans les tueries et l'abattoir avicoles

Période	Nombre de Tueries	Type de prélèvements	Nombre de prélèvements	Bilan de prélèvements effectués par visite
décembre 2012 à la fin Mai 2013	4 tueries et 1 Abattoir	Caecums Foie Peau du cou Eau de rinçage chiffonnettes Ecouvillon	1 pools de 5x5g caecums 1 pools de 5x5g foie 1 pools de 5x5g peau du cou 1 pool de 100 ml d'eau de rinçage 1 pool de chiffonnettes 1 pool d'écouvillons	25 prélèvements de 25g de caecums 25 prélèvements de 25g de foie 25 prélèvements de 25g de peau du cou 5 prélèvements de 100mL d'eau de rinçage de carcasse 5 chiffonnettes appliquées sur la surface des murs à 30 cm du sol sur 600m ² de surface 5 écouvillons appliqués sur la surface des couteaux de la saignée
Total	5		18 pools	90

Tableau 3 : Distribution des sérotypes de *Salmonella* dans les bâtiments d'élevage de poulet de chair et les tueries avicoles selon la nature des prélèvements.

	Prélèvements	S.Kuntucky	S.Heidelberg	S.Enteritidis	S.Newport	S.Virginia	Total
Bâtiment d'élevage	Chiffonettes (n=64)	2(50%)	1(25%)	1(25%)	0(0.0%)	0(0.0%)	4(6.2%)
	Ecouvillon (n=330)	5(35.7%)	6(43%)	2(14.3%)	1(7.1%)	0(0.0%)	14(4.2%)
	Fiente (n=320)	6(60%)	4(40%)	0 (0.0%)	0(0.0%)	0(0.0%)	10(3.1)
	Eau (n=320)	4(57.1%)	2(28.6%)	0(0.00%)	0(0.0%)	1(14.3%)	7(2.2)
	Aliment (n=160)	0(0.0%)	0(0.0%)	0(0.0%)	0(0.0%)	0(0.0%)	0(0.0%)
Sub total	1194	17(48.6%)	13(37.1%)	3(8.5%)	1(2.9%)	1(2.8%)	35(2.9%)
Tueries	Chiffonettes (n=5)	1(50%)	0(0.0%)	0(0.0%)	0(0.0%)	1(50%)	2(40%)
	Ecouvillon (n=5)	1(100%)	0(0.0%)	0(0.0%)	0(0.0%)	0(0.0%)	1(20%)
	Eau(n=5)	0(0.0%)	0(0.0%)	1(100%)	0(0.0%)	0(0.0%)	1(20%)
	Peau du cou (n=25)	0(0.0%)	0(0.0%)	0(0.0%)	0(0.0%)	2 (8%)	2(8%)
	Foie (n=25)	1(100%)	0(0.0%)	0(0.0%)	0(0.0%)	0(0.0%)	1(4%)
	Caecum (n=25)	2(66.7%)	0(0.0%)	0(0.0%)	0(0.0%)	1(33.3%)	3(12%)
Sub total	90	5(50%)	0(0.00%)	1(10%)	0(0.0%)	4(40%)	10(11.1%)
Total	1284	22(48.9%)	14(31.1%)	4(8,9%)	0(0.0%)	5(11.1%)	45(3.5%)