

ANTIBIOTIC RESISTANCE OF *ESCHERICHIA COLI* STRAINS ISOLATED FROM SLAUGHTERHOUSES AND BROILER FARMS IN NORTH-EAST OF ALGERIA

RESISTANCE AUX ANTIBIOTIQUES DES SOUCHES D'*ESCHERICHIA COLI* ISOLEES DES ABATTOIRS ET ELEVAGES DE POULET DE CHAIR AU NORD-EST D'ALGERIE

TOUFIK AMAIRI⁽¹⁾, MOULOU YAHIA⁽²⁾, ANFEL AZIZI⁽¹⁾

⁽¹⁾Département des Sciences de la Nature et de la Vie, Université Mohamed Khider, Biskra, ALGÉRIE.

⁽²⁾Laboratoire de Biotechnologie des Molécules Bioactives et de La Physiopathologie Cellulaire, Département de Biologie des Organismes, Université Mustapha Ben Boulaid, Batna, ALGÉRIE.
amairitoufik@gmail.com

RESUME

L'objectif de notre étude est de déterminer la résistance aux antibiotiques des *Escherichia coli* issus de la flore intestinale et des *E.coli* pathogènes extra-intestinaux (Avian Pathogenic *E.coli* ou APEC), isolés à partir de 146 échantillons provenant du poulet de chair de 23 élevages et de 5 abattoirs avicoles du nord-est d'Algérie. Le sérotypage à l'aide de sérums monospécifiques a révélé que 11,42% des isolats APEC appartiennent aux sérotypes O78. Les résultats des antibiogrammes standards ont montré que toutes les souches isolées sont résistantes au moins à 4 antibiotiques. 100 % des souches sont résistantes à l'Oxacilline et à l'Oxytétracycline. De forts taux de résistance ont été remarqués pour : Doxycycline (98,33%), Amoxicilline (85%), Ampicilline (78,33%), Sulfamide-tremitoprime (78,33%), Enrofloxacin (55%), Acide nalidixique (88,33%), Kanamycine (65%). Un taux de résistance moyen est enregistré pour Chloramphenicol (43,33%). De faibles taux de résistance sont observés pour deux molécules: Gentamycine (3,33%) et Streptomycine (13,33%).

MOTS CLES: Résistance aux antibiotiques, *Escherichia coli*, poulet de chair, nord-est d'Algérie.

ABSTRACT

The objective of our study is to determine the antibiotic resistance of *Escherichia coli* of intestinal flora and extra-intestinal pathogenic *E. coli* (Avian Pathogenic *E.coli* or APEC), isolated from 146 chicken samples from 23 broiler farms and 5 poultry slaughterhouses located in the north-east of Algeria. Serotyping with monospecific sera revealed that 11.42% of APEC isolates belong to O78 serotypes. The results of standard antibiograms showed that all isolated strains are resistant to at least 4 antibiotics. 100% of strains are resistant to Oxacillin and Oxytetracycline. High levels of resistance were observed for: Doxycycline (98.33%), Amoxicillin (85%), Ampicillin (78.33%), Sulfamide-tremitoprim (78.33%), Enrofloxacin (55%), Nalidixic acid (88.33%), Kanamycin (65%). An average resistance rate is recorded for Chloramphenicol (43.33%). Low resistance rates are observed for two molecules: Gentamicin (3.33%) and Streptomycin (13.33%).

KEYWORDS: Antibiotic resistance, *Escherichia coli*, broiler, north-east of Algeria.

ملخص

الهدف من دراستنا هو تحديد المقاومة للمضادات الحيوية للإشريكية القولونية (*Escherichia coli*) المعوية و الإشريكية القولونية خارج معوية (APEC), تم عزلها من 146 عينة آتية من دجاج لحم يرجع إلى 23 مزرعة دجاج و 5 مجازر دواجن تقع في شمال شرق الجزائر. أظهرت تحاليل sérotype أن 11,42% من APEC تنتمي إلى أنماط O78. أظهرت نتائج المضادات الحيوية أن جميع السلالات المعزولة مقاومة لما لا يقل عن 4 مضادات حيوية. 100 % من السلالات مقاومة للأوكساسيلين والأوكسي تتراسايكلين. وقد لوحظ أيضا معدلات مقاومة عالية لدى: دوكسيسايلين (98,33%), أموكسيسيلين (85%), الأمبيسلين (78,33%), السلفميد ترميتوبريم (98,33%), إينروفلوكساسين (55%), وحمض الناليديكسبك (8,33%), كاناميسين (65%). معدل مقاومة متوسط سجل للكورامفينيكول

(%43,33). معدل مقاومة ضعيف لوحظ عند جزينتين: جنتاميسين (3,33%) والستربتوميسين (13,33%).

الكلمات المفتاحية: المقاومة للمضادات الحيوية, الإشريكية القولونية (*Escherichia coli*), دجاج اللحم, شمال شرق الجزائر.

1 INTRODUCTION

La résistance aux antibiotiques chez les animaux d'élevage a toujours été une préoccupation depuis des années. En effet, de plus qu'elle peut être la cause d'échecs thérapeutiques en médecine vétérinaire, elle peut également poser un problème de santé publique, celui de la capacité de transférer cette résistance aux humains. Ce transfert est facilité par l'absence de barrière entre les populations bactériennes humaines et animales et par l'existence d'une homologie entre la plupart des familles d'antibiotiques utilisés en médecine humaine et vétérinaire [1].

Parmi une multitude d'espèces bactériennes, nous avons choisi d'évaluer les niveaux de résistance d'*Escherichia coli* d'origine aviaire en vers 12 antibiotiques. Cette bactérie est considérée par la plupart des programmes de surveillance de la résistance aux antimicrobiens comme un bon indicateur de l'évolution de l'antibiorésistance [20, 25]. C'est également le germe le plus couramment identifié aux laboratoires. *E. coli* représente 70 % des isolats chez les volailles, 50 % chez les bovins et le porc, 25 à 35 % chez les petits ruminants, le lapin et le chat [11].

E. coli nommé aussi "colibacille", est un bacille Gram négatif, non sporulé, souvent mobile, de la famille des Enterobacteriaceae, hôte commun du tube digestif des humains et des animaux. L'espèce comprend deux grands groupes: *E. coli* pathogène et commensale. L'*E. coli* pathogène aviaire (APEC) est considérée comme étant un groupe minoritaire au sein d'une population dominante commensale [4,14, 24].

Les APEC sont responsables des infections extra-intestinales chez le poulet, la dinde, le canard et d'autres espèces aviaires, provoquant un ensemble de pathologies connues sous le nom de colibacillose [9, 16, 24, 33, 34]. Cette dernière est responsable d'importantes pertes économiques dans l'industrie avicole mondiale [16,34]. Les infections associées aux APEC sont très variables : omphalites et infection de sac vitelline, maladie respiratoire chronique, colisepticémie, salpingite, péritonite, dermatite nécrotique, affection chronique de la peau « swollen-head disease » et granulomes " Hjarres's disease "[9, 24, 33].

La majorité des études se focalisent sur l'antibiorésistance chez les APEC. Dans notre travail nous voulons élargir l'étude sur des souches d'*E. coli* isolées à partir de la flore digestive du poulet. En réalité l'apparition de la résistance et les risques qui en découlent concernant toutes les souches appartenant à l'espèce d'*E. coli*; commensales ou pathogènes et dans différentes localisations intestinales ou extra-intestinales [1,25, 35].

2 MATÉRIEL ET MÉTHODE

2.1 Prélèvements des échantillons et acheminement au laboratoire

Notre étude a porté sur 23 élevages de poulet de chair et 5 abattoirs avicoles situés au nord est algérien, précisément dans 3 wilayas : Batna, Biskra et Khenchla.

Les poulaillers concernés par cette étude relèvent tous du domaine privé, avec une production de 3000 sujets par bande et avaient une densité d'animaux supérieure à 10 poulets par m². La plupart des abattoirs visités sont à petite production (1500 sujets abattus par jour), localisés principalement dans la wilaya de Batna. Un seul abattoir de grande capacité (10000 sujets abattus par jour) est situé dans la wilaya de Biskra.

Les prélèvements ont été effectués entre novembre 2016 et septembre 2017, Il s'agit de deux sortes de prélèvements répartis comme suit:

I- 81 prélèvements provenant du cloaque des poulets de 23 poulaillers âgés de plus de 40 jours (âge où les traitements antibiotiques sont arrêtés). Un nombre de 3 à 4 prélèvements sont effectués pour chaque poulailler. Ces échantillons sont réalisés pour cibler l'*E. coli* de la flore intestinale, récoltés à l'aide des écouvillons stériles, la tête de l'écouvillon était introduite dans le cloaque de l'animal, en effectuant deux à quatre mouvements circulaires.

II- 65 prélèvements ont été réalisés à partir du sang du cœur et des tissus affectés (foie, sac péricardique) présentant des lésions de colisepticémie, collectés juste après l'ouverture de la cavité abdominale et avant l'éviscération en évitant toute contamination par le contenu intestinal. Les prélèvements recueillis au cours des 3 visites vers les 5 abattoirs avicoles, ont été réalisés pour cibler l'*E. coli* extra-intestinal (APEC).

Les lésions rencontrées lors des prélèvements sur organes sont typiques d'une colisepticémie, le péricarde a un aspect opaque et œdémateux [33]. Parfois il prend une couleur jaune à blanchâtre [9]. Pour le foie, il est congestionné et une couche fibrineuse couvrait l'organe [9,33]. Immédiatement après leur réalisation, les prélèvements ont été étiquetés en utilisant un code puis transportés dans une glacière au laboratoire.

2.2 Analyses bactériologiques

Les échantillons étaient conservés à +4°C en attente de l'analyse bactériologique. La conservation des prélèvements ne pose pas un problème technique puisque l'*E. coli* peut continuer à survivre à une température de

réfrigération [4,14]. Dans notre étude, l'analyse a débuté dans un délai ne dépassant pas les 48 heures après la collecte des échantillons.

Les analyses ont été réalisées au laboratoire du département des sciences de la nature et de la vie de l'Université de Biskra. Une étape d'enrichissement est réalisée dans un bouillon nutritif qui permet à la bactérie recherchée de se multiplier avant l'étape d'isolement.

Après enrichissement, l'isolement a été réalisé par ensemencement sur gélose MacConkey (Conda- Espagne) pour les prélèvements cloacaux et la gélose Hecktoen (Institut Pasteur, Algérie) pour les échantillons réalisés sur des lésions de colisepticémie, puis incubation à 37°C pendant 24h. L'*E.coli* se développe bien sur les milieux usuels permettant la croissance des bacilles Gram négatifs (CLED, BCP, MacConkey, Hecktoen, etc.) en donnant de colonies rondes, lisses, à bords réguliers de couleur rose dans le milieu MacConkey et jaune-saumon dans la gélose Hektoen [4, 13, 14, 23].

Après une lecture morphologique, les colonies ont un aspect semblable à celui d'*E.coli* sont ré-isolées sur le même milieu afin d'obtenir des souches pures. Les colonies étaient ensuite confirmées par les tests biochimiques grâce d'abord au TSI (Tri-Sugar-Iron : Institut Pasteur Algérie). La gélose TSI représente le premier test d'orientation pour l'identification biochimique des entérobactéries, basée sur la fermentation des sucres (glucose, lactose et saccharose) et la production de sulfure d'hydrogène [14,17]. La confirmation biochimique se faisait encore grâce aux galeries API 20 E (Bio Merieux, Marcy l'étoile, France). API 20E est un système pour l'identification rapide des entérobactéries utilisant 20 tests biochimiques [29].

2.3 Sérotypage

Le sérotypage des isolats est déterminé par une réaction d'agglutination sur lame, en utilisant les sérums monospécifiques O1, O2 et O78 (réactifs coagulés aviaires, CevaBiovac, Angers, France). Ces sérogroupes sont les plus dominants dans la distribution des APEC[33].

2.4 Antibiogramme

La sensibilité aux antibiotiques a été déterminée par la méthode de la diffusion en milieu gélosé. Des géloses Mueller Hinton sont inondées par les suspensions

bactériennes (opacité 0,5 Mc Farland). La lecture s'effectue après 18 à 20 h d'incubation, elle consiste à mesurer les diamètres d'inhibition de la culture autour de chaque disque, puis les résultats sont interprétés selon les critères du comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie (CA-SFM) [10].

2.5 Analyse statistique

Afin de comparer la différence des pourcentages de résistance aux divers antibiotiques entre les *E.coli* intestinales et APEC, le test de Fisher a été réalisé sur le site de bio-statistique en ligne BiostaTGV. Les différences ont été considérées significatives à $p < 0,05$ (intervalle de confiance de 95 %).

3 RÉSULTATS

3.1 Distribution globale des souches isolées

Sur le total des 146 échantillons traités, nous avons identifié :

- 25 souches d'*E.coli* sont isolées à partir des 81 prélèvements cloacaux ce qui représente 30,86%
- 35 souches APEC sont isolées à partir des 65 prélèvements réalisés sur des lésions de colisepticémie, soit un taux de 53,85% des isolats.

3.2 Caractères biochimiques

Les caractères biochimiques positifs caractérisant toutes les souches d'*E.coli* isolées sont la production d'indole et l'utilisation du glucose et du mannose.

Les tests retrouvés constamment négatifs sont : arginine dihydrolase (ADH), tryptophane désaminase (TDA), test Voges-Proskauer (VP), urée, gélatinase, citrate de Simmons, inositol et fermentation de l'amygdaline.

Une seule souche s'est révélée capable de produire le sulfure d'hydrogène (H₂S) et une seule souche ne possède pas la β galactosidase. Les autres caractères variables sont présentés dans tableau ci-dessous (Tableau 1). Pour les TSI (Tri-Sugar-Iron), certaines souches sont incapables de produire du gaz.

Tableau 01: Caractères biochimiques variables des souches d'*E.coli* isolées

Caractères biochimiques	<i>E.coli</i> (flore intestinale)		APEC	
	+	-	+	-
Ortho-Nitro-Phényl-Galactopyranoside (ONPG)	34	1	25	0
lysine décarboxylase (LDC)	32	3	15	10
ornithine décarboxylase (ODC)	23	12	4	21
Production d'H ₂ S	1	34	0	25
Fermentation du sorbitol (SOR)	34	1	24	1
Fermentation du rhamnose (RHA)	34	1	16	9
Fermentation du saccharose (SAC)	22	13	10	15
Fermentation du melibiose (MEL)	31	4	12	13
Fermentation de l'arabinose (ARA)	34	1	24	1

3.3 Résultats du sérotypage

Aucun sérotype n'a été identifié pour les souches testées de la flore intestinale.

Pour les souches APEC, le sérotype O78 est le seul identifié (11,42% des isolats).

En revanche aucun cas n'a été décelé pour les autres sérotypes.

3.4 Résultat des antibiogrammes

Les antibiotiques testés (HIMEDIA laboratories, Mumbai-India, Bio-Rad Marnes-la-Coquette France) sont : Oxacilline (OX, 5 µg), Amoxicilline (AMX, 25µg), Ampicilline (AMP, 10 µg), Tétracycline (TE, 30 µg), Doxycycline

(DOX, 30 µg), Chloramphenicol (C, 30 µg), Sulfamide-trémithoprime (SXT, 1,25 / 23,75 µg), Kanamycine (K, 30 µg), Gentamycine (GMN, 15µg) et Enrofloxacin (ENR, 5 µg).

Toutes les souches isolées (intestinales et APEC) sont à 100% résistantes à deux antibiotiques : Oxacilline et Tétracycline. Les résultats de l'analyse statistique ($p < 0,05$, test de Fisher) confirment une différence significative entre les souches issues de la flore intestinale et les souches APEC dans le cas de l'Ampicilline et l'Enrofloxacin.

Les taux de résistance aux antibiotiques obtenus sont résumés dans le tableau 2.

Tableau 02: Taux de résistance aux antibiotiques des différentes souches d'*E.coli* isolées des poulets de chair au nord-est d'Algérie.

Antibiotiques	<i>E.coli</i> (flore intestinale) (%)	APEC (%)	Total des isolats (%)
Amoxicilline	92	80	85
Ampicilline●	96	65,71	78,33
Chloramphénicol	36	48,57	43,33
Sulfamide-trémitoprim	84	74,28	78,33
Kanamycine	60	68,57	65
Gentamycine	4	2,85	3,33
Enrofloxacin●	72	42,85	55
Acide nalidixique	96	82,85	88,33
Doxocycline	100	97,14	98,33
streptomycine	8	17,14	13,33

●différence statistiquement significative entre souches intestinales et APEC.

3.5 La multi-résistance

Toutes les souches isolées sont résistantes au moins à 4 antibiotiques, la plupart sont résistantes à plus de 6 antibiotiques, dont 4% des isolats de la flore intestinale et

5,71% pour les APEC sont résistants à 11 antibiotiques.

Les taux des multi-résistances enregistrés et les antibiotypes les plus fréquents sont présentés dans les tableaux 3 et 4.

Tableau 03: La multirésistance chez les différentes souches d'*E.coli* isolées des poulets de chair au nord-est d'Algérie

Multi-résistances	<i>E.coli</i> (flore intestinale) (%)	APEC (%)
< 7 antibiotiques	4	22,86
≥ 7 antibiotiques	96	77,14

Tableau 04: Antibiotypes les plus fréquents retrouvés chez les deux types de souches d'*E.coli* isolées des poulets de chair au nord-est d'Algérie

Antibiotypes	<i>E.coli</i> (flore intestinale) (%)	APEC (%)
OT,DOX,OX,K	0	2,86
OT,DOX,OX,NA	0	2,86
OT,DOX,OX,K,NA	0	5,71
OT,DOX,OX,SXT,NA	4	0
OT,DOX,OX,SXT,ENR,NA	0	5,71
OT,DOX,OX,AX,AMP,K,NA	8	0
OT,DOX,OX,AX,SXT,ENR,NA	0	5,71
OT,DOX,OX,AX,AMP,SXT,ENR,NA	20	2,86
OT,DOX,OX,AX,AMP,SXT,K,C,NA	0	11,43
OT,DOX,OX,AX,AMP,SXT,K,ENR,NA	12	0
OT,DOX,OX,AX,AMP,SXT,K,C,ENR,NA	16	11,43
OT,DOX,OX,AX,AMP,SXT,K,C,HLS,ENR,NA	4	5,71

4 DISCUSSION

Dans l'étape d'isolement nous avons constaté une différence dans les résultats d'identification entre les premiers prélèvements (cloacaux) et les prélèvements effectués aux abattoirs. Cette différence dans les pourcentages semblerait être due à la différence de qualification des personnes ayant réalisées cette manipulation, les difficultés connues au début de travail sont rapidement rattrapées dans l'identification de la seconde catégorie de prélèvements.

Pour les caractères biochimiques des *E.coli* isolés, ils sont compatibles avec la bibliographie. Les indicateurs caractérisant l'*E.coli* sont la production d'indole et la présence de β galactosidase mais avec présence de certaines exceptions. Les caractères qui sont toujours négatifs : inositol, urée, ADH, TDA, VP, gélatinase, citrate de Simmons. La production de gaz lors de l'attaque du glucose est moins constante [4, 14].

Un grand nombre d'isolats non sérotypables et absence des sérotypes O1, O2 ont été constatés dans cette étude. Par ailleurs O78 reste le seul sérotype identifié avec un pourcentage de 11, 42% des isolats APEC. La prédominance du sérotype O78 dans la région du Maghreb a été relevée par plusieurs auteurs [22, 30]. En plus énormément d'études ont montré la contribution d'un grand nombre de sérogroupe non-typables dans la septicémie colibacillaire. [2, 7,22, 30].

Les résultats des antibiogrammes obtenus ont permis de mettre en évidence des niveaux élevés de résistance pour les différentes classes d'antibiotiques utilisées en Algérie, surtout la classe des pénicillines (Oxacilline, Amoxicilline et Ampicilline), les tétracyclines (Oxytétracycline et Doxycycline), Sulfamide-trémithoprimine, Acide nalidixique. Des résistances faibles sont observées pour la Gentamycine et la Streptomycine.

Les analyses statistiques réalisées montrent que les taux de résistance des isolats intestinaux sont significativement supérieurs à ceux des APEC pour deux antibiotiques; Enrofloxacin et Ampicilline. La sélection de souches bactériennes résistantes dans la flore intestinale est favorisée par l'administration des antibiotiques par voie orale [15].

Les molécules à administration orale sont les plus utilisées dans les élevages des volailles car elles sont les moins coûteuses [31].

En général, la résistance aux antibiotiques des isolats d'*E.coli* décrits dans cette étude confirme que l'augmentation des résistances bactériennes est en relation avec la fréquence d'utilisation des antibiotiques dans les élevages.

Les antibiotiques largement utilisés présentent les taux de résistances à *E.coli* les plus élevés. En effet, plusieurs recherches ont approuvé ce résultat [18,22, 31, 35].

Les deux facteurs intervenant dans cette relation et qui favorisent autrement l'apparition de l'antibiorésistance sont [18] :

- L'antibiothérapie du groupe, en filière avicole les antibiotiques sont préconisés pour l'ensemble de l'effectif de la bande sans exclure les animaux sains.

- L'usage inapproprié des antibiotiques tel que l'administration de faibles doses pendant une durée prolongée, une antibiothérapie sans antibiogramme préalable.

En plus de la résistance pour chaque antibiotique, nos résultats indiquent que 96% des souches intestinales et 77,14 des isolats APEC sont multi- résistants au moins à 7 antibiotiques. En effet la gamme des antibiotiques envisageables pour le traitement des différents dégâts causés par *E.coli* est énormément réduite et nous sommes de plus en plus confrontés à des situations d'impasse thérapeutique. Par contre les risques de transférer des bactéries multi-résistantes aux humains augmentent considérablement.

Des résistances sont constatées pour le Chloramphénicol et la Kanamycine malgré l'absence de leurs utilisations. Une comparaison avec des études antérieures réalisées au Maroc a montré que le phénomène de résistance vis-à-vis du Chloramphénicol n'est pas nouveau. En 1988, la résistance atteignait déjà 42 % [19]. Quelques années après un autre auteur a avancés un taux de 41% [3].

Le Chloramphénicol est abandonné en Algérie après son interdiction en Europe. La persistance de la résistance à cette molécule enregistrée dans les années passées pourrait être attribuée au phénomène de co-résistance. Cette dernière est liée au fait que les gènes de résistance au Chloramphénicol et d'autres antibiotiques (Tétracycline, Sulfamide, Kanamycine) sont portés par le même plasmide d'*E.coli*. L'utilisation de l'un de ces antimicrobiens peut entraîner la sélection de bactéries non seulement résistantes à cette molécule, mais des bactéries résistantes aux autres familles d'antibiotiques. La diffusion des gènes de résistance au Chloramphénicol continue même en absence de l'antibiotique dans l'environnement [6].

Il est étonnant de retrouver des taux de résistances élevés pour la Kanamycine. Cet antibiotique n'était jamais utilisé pour le traitement des volailles en Algérie. Une enquête ou une étude devrait être menée sur ce sujet. Des taux de résistance à la Kanamycine aussi importante encore retrouvée chez le porc au Vietnam (92,3%) [28] et au Canada (38%) [26].

Des pourcentages de résistance à bas niveau ont été enregistrés vis-à-vis de la Gentamycine et de la Streptomycine. Ces deux antibiotiques étant peu, voire plus utilisés chez les volailles dans notre pays. En ce qui concerne la Gentamycine, un pourcentage de résistance (3 %), presque semblable à celui de cette étude est mis en évidence auparavant [2].

Pour la Streptomycine certaines études ont donné des résultats différents des nôtres. Le niveau de résistance à la Streptomycine des isolats d'APEC s'établit au-delà de 75% dans des études menées en Chine et au Etats- Unis

d'Amérique [21]. La résistance à la Streptomycine des souches d'*E.coli* pourrait être variable suivant l'importance de l'utilisation de cet antibiotique dans les différents pays.

Un pourcentage de résistance de 100% à l'Oxytétracycline a été également rapporté dans une étude récente sur les APEC au Maroc [30]. Il dépasse parfois les 80% dans plusieurs études [2, 19, 22]. Des taux élevés de résistance des souches d'*E.coli* vis-à-vis de la Tétracycline sont cités encore chez le porc [8, 26, 28].

La Tétracycline est un des antimicrobiens les plus consommés en thérapeutique chez l'animal [18]. Depuis leur découverte dans les années quarante, les tétracyclines ont été utilisées dans la prévention et le traitement des maladies infectieuses, mais elles ont également été employée comme promoteurs de croissance. Ces larges applications ont conduit à l'émergence tout aussi rapide des souches bactériennes résistantes à cet antibiotique [12,27].

La résistance aux pénicillines est généralement assez élevée. Un taux de résistance de 90,1% à l'Amoxicilline a été révélé dernièrement [30].

Les pénicillines, classe la plus ancienne, reste la plus utilisée par les vétérinaires pour toutes les catégories d'âge d'animaux. L'entrée tôt de cette classe d'antibiotique en utilisation lui confère une résistance élevée.

Pour l'Enrofloxacin, le taux de résistance obtenu pour les APEC est très proche au résultat (45%) de résistance en vers cet antibiotique a déjà été cité sur une étude réalisé en Algérie [2]. L'Enrofloxacin compte parmi un nombre restreint de molécules considérées exclusivement vétérinaires. Cet antibiotique est largement utilisé chez les volailles. Entre 2005 et 2011 l'exposition des volailles aux Fluoroquinolones a augmenté de 62,9 % [11], ainsi l'usage de l'Enrofloxacin est favorisé par l'apparition sur le marché des formes génériques [32].

Des pourcentages de résistance aux Sulfamide-trémithoprime comparables à notre résultat ont été rapportés dans différentes études [2,30].

Les associations Sulfamide- triméthoprime sont des antibiotiques à large spectre. Elles sont utilisées chez les volailles dans la prophylaxie et le traitement des infections bactériennes (*E.coli*, *Haemophilus*, *Pasteurella* et de *Reimerella anatipestifer* chez le canard) ainsi que dans le contrôle de certaines maladies parasitaires (coccidiose). La résistance est plus signalée chez *E.coli* isolé du poulet de chair [20].

Enfin, la résistance à l'Acide nalidixique est supérieure à celle observée pour l'Enrofloxacin. L'Acide nalidixique, molécule absente dans la gamme des antibiotiques destinés aux animaux de production [10]. La résistance à cet antibiotique est considérée comme une première étape dans l'évolution vers la résistance aux Fluoroquinolones. Il recommandé de ne pas prescrire des Fluoroquinolones en présence d'une résistance à l'Acide nalidixique [5]. Son résultat d'antibiogramme peut être extrapolé à la Fluméquine et à l'Acide oxolinique [10].

5 CONCLUSION

Les résultats de notre étude nous donnent un aperçu sur les niveaux élevés de résistance d'*E.coli* d'origine aviaire en vers les différentes classes d'antibiotiques.

Face à cette situation inquiétante, il semble intéressant de réduire de manière drastique l'usage des antibiotiques en médecine vétérinaire en privilégiant l'amélioration des conduites d'élevage. Une amélioration de l'hygiène et le respect de la durée de vide sanitaire, une diminution du surpeuplement et la densité dans les élevages en encourageant l'élevage biologique. L'ensemble de ces mesures préventives a pour but de maintenir l'efficacité des antibiotiques et pour réserver leur utilisation aux situations les plus graves.

REFERENCES

- [1] AFSSA.: Synthèse du rapport « usages vétérinaires des antibiotiques, résistance bactérienne et conséquences pour la santé humaine », 13 pages, 2006.
- [2] AGGAD H Y., AMMAR A., HAMMOUDI A., KIHAL M.: Antimicrobial resistance of *Escherichia coli* isolated from chickens with Colibacillosis in western Algeria. *Global Veterinaria.*, 2010, 4, 303-306.
- [3] AMARA A., ZIANI Z., BOUZOUBAA K.: Antibioresistance of *Escherichia coli* strains isolated in Morocco from chickens with colibacillosis. *Veterinary Microbiol.*, 1995, 43, 325-330.
- [4] AVRIL J L., DABERNAT H., DENIS F., MONTEIL H.: Bactériologie clinique 2ème édition, 511 pages, Ellipses Marketing édition, 1992.
- [5] BATARD E., MONTASSIER E., BALLEREAU F O., POTE L G.: De la consommation d'antibiotiques aux résistances bactériennes : l'exemple de la résistance d'*Escherichia coli* aux quinolones. *mt.*, 2011, 17, 294-301.
- [6] BISCHOFF K M., WHITE D G., HUME M E., POOLE T L., NISBET D J.: The chloramphenicol resistance gene *cmlA* is disseminated on transferable plasmids that confer multiple-drug resistance in swine *Escherichia*. *FEMS Microbiol Letters.*, 2005, 243, 285-291.
- [7] Blanco J E., Blanco M., Mora A., Jansen W H., Garcia V., Vazquez M L., Blanco J.: Serotypes of *Escherichia coli* isolated from septicemic chickens in Galicia (northwest Spain). *Veterinary Microbiol.*, 1998, 61, 229-235.
- [8] BOERLIN P., TRAVIS R., GYLES C L., REID-SMITH R., JANECKO N., LIM H., NICHOLSON V., MCEWEN S A., FRIENDSHIP R., ARCHAMBAULT M.: Antimicrobial resistance and virulence genes of *Escherichia coli* isolates from swine in Ontario. *Appl Environ Microbiol.*, 2005, 71, 6753-6761.
- [9] BRUGERE-PICOUX J., VAILLANCOURT J P., SHIVAPRASAD H L., VENNE D., BOUZOUAIA M.: Manuel de pathologie aviaire, 701 pages, Edition AFAS, 2015.

- [10] CA-SFM: Antibiogramme vétérinaire du comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie. www.sfm-microbiologie.org, 2017.
- [11] CHARDON H., BRUGERE H.: Usages des antibiotiques en élevage et filières viandes, 36 pages, centre d'Information des Viandes Tour Mattei 207, Paris, 2014.
- [12] CHOPRA I., ROBERTS M.: Tetracycline antibiotics: mode of action, applications, molecular biology, and epidemiology of bacterial resistance. *Microbiology and molecular biology reviews.*, 2001, 65, 232-260.
- [13] DELARRAS C.: Surveillance Sanitaire et Microbiologique des Eaux 2ème édition, 542 pages, Lavoisier / tec et doc, 2010.
- [14] DENIS F., PLOY M C., MARTIN C., BINGEN E., QUENTIN R.: Bactériologie médicale Techniques usuelles 2ème édition, 640 pages, Elsevier Masson SAS, 2011.
- [15] DHEILLY A., LE DEVENDEC L., HELLARD G.: projet anr « evalu-fq-vol » : impact des traitements antibiotiques sur la résistance aux antibiotiques de la flore digestive du poulet., 9ème Journées de la Recherche Avicole, Tours, 2011.
- [16] DHO-MOULIN M., FAIRBROTHER J.M.: Avian pathogenic *Escherichia coli* (APEC). *Vet. Res.*, 1999, 30,299-316.
- [17] ELGROUD R., ZERDOUMI F., BENAZZOUC M., BOUZITOUNA C., GRANIER S., BRISABOIS A., DUFOUR B., MILLEMANN Y.: Contaminations du poulet de chair par les salmonelles non typhiques dans les élevages et abattoirs de la wilaya de Constantine. *Sc. Tech.*, 2008, 27, 37-48.
- [18] Faye K.: Le point sur l'usage vétérinaire des antibiotiques : impact sur l'antibiorésistance des bactéries en santé animale et humaine. In: Masson, Paris (éd.): Antibiotiques, 2005, 45-52.
- [19] FILALI E., BELL J G., EL HOUADFI M., HUGGINS M. B., COOK, J K A.: Antibiotic resistance of *Escherichia coli* strains isolated from chickens with colisepticaemia in Morocco. *Comp. Immun.Microbial. Infect. Dis.*, 1988, 11, 121-124.
- [20] GIGUÈRE S., PRESCOTT J F., DOWLING P M.: Antimicrobial therapy in veterinary medicine 5th ed, 675 pages, edition Wiley-Blackwell, 2013.
- [21] GYLES C L.: Antimicrobial resistance in selected bacteria from poultry. *Ani. Heal. Resch reviews.*, 2008, 9,149-158.
- [22] HAMMOUDI A., MOUATS A., HALBOUCHE M.: Sérotypes, antibiorésistance et identification de gènes de virulence des *Escherichia coli* pathogènes dans les élevages avicoles en Algérie. 1ères JERGAL. Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem., 2009, 40-47.
- [23] HART T., SHEARS P.: Atlas de poche de microbiologie, 320 pages, Flammarion Médecine - Sciences, 1997.
- [24] KUNERTFILHO H C., BRITO K C T., CAVALLI L S., BRITO B G.: Avian pathogenic *Escherichia coli* (APEC) - an update on the control. In: A. Méndez-Vilas, (éd.) : The Battle Against Microbial Pathogens: Basic Science, Technological Advances and Educational Programs, 2015, 598-618.
- [25] MARTIN N., MOUSSET B., DUPREZ J.N., GREGOIRE F., HOYOUX A., LINDEN A., MAINIL J.: Profils de résistance aux antibiotiques de souches d'*Enterococcus* sp et d'*Escherichia coli* isolées dans les matières fécales de sangliers et cervidés sauvages. *Ann. Méd. Vét.*, 2007, 151, 55-60.
- [26] MAYNARD C., FAIRBROTHER J M., BEKAL S, SANSCHAGRIN F., LEVESQUE R C., BROUSSEAU R., MASSON L., LARIVIERE S., HAREL J.: Antimicrobial resistance genes in enterotoxigenic *Escherichia coli* O149:K91 isolates obtained over a 23-year period from pigs. *Antimicrob. Agents Chemother.*, 2003, 47,3214-3221.
- [27] MICHALOVA E., NOVOTNA P., SCHLEGELOVA J.: Tetracyclines in veterinary medicine and bacterial resistance to them. *Vet. Med -Czech.*, 2004, 49, 79-100.
- [28] NGUYEN N H., TÔ M C., CARLES M., TRIPODI A., BODIN G.: Etude de 91 souches d'*Escherichia coli* responsables de la maladie de l'œdème du porcelet dans le sud du Vietnam. *Revue Méd. Vét.*, 2000, 151, 23-32.
- [29] PRESSCOTT L M., HARLEY J P., KELIN D A.: Microbiologie 2ème édition française, 1137 pages, De Boeck Université, 2003.
- [30] RAHMATALLAH N., NASSIK S., EL RHAFFOULI H., LAHLOU AMINE I., EL HOUADFI M.: Détection de souches multi-résistantes d'*Escherichia coli* d'origine aviaire dans la région de Rabat-Salé-Zemmour-Zaer. *Revue Mar. Sci. Agron. Vét.*, 2017, 5, 96-102.
- [31] SANDERS P.: L'antibiorésistance en médecine vétérinaire: enjeux de santé publique et de santé animale. *B. Acad. Vet. France.*, 2005, 158, 139-143.
- [32] SANDERS P., BOUSQUET-MELOU A., CHAUVIN C., TOUTAIN P L.: Utilisation des antibiotiques en élevage et enjeux de santé publique. *INRA. Prod .Ani.*, 2011, 24, 199-204.
- [33] STORDEUR P., MAINIL J.: La colibacillose aviaire. *Ann. Méd. Vét.*, 2002, 146, 11-18.
- [34] TUNTUFYE H N., LEBEER S., GWAKISA P S., GODDEERIS B.: Identification of avian pathogenic *Escherichia coli* genes that are induced in vivo during infection in chickens. *Appl Environ Microbiol*, 2012,78, 3343-3351.
- [35] VAN DEN BOGAARD A E., STOBBERINGH E E.: Epidemiology of resistance to antibiotics. Links between animals and humans. *J. Antimicrob. Ag.*, 2000 ,14, 327-335.