

En tant que bibliothèque, NLM donne accès à la littérature scientifique. L'inclusion dans une base de données NLM n'implique pas l'approbation ou l'accord avec le contenu par NLM ou les National Institutes of Health.

En savoir plus : [Avis de non-responsabilité PMC](#) | [Avis de droits d'auteur de PMC](#)

[Monde vétérinaire](#). Août 2018 ; 11(8) : 1074-1081.

Publié en ligne le 7 août 2018. doi: [10.14202/vetworld.2018.1074-1081](https://doi.org/10.14202/vetworld.2018.1074-1081)

PMCID : PMC6141289

PMID : [30250366](#)

## Sources de contamination, prévalence et résistance aux antimicrobiens des *Campylobacter* thermophiles isolés de dindes

[Radia Bouhamed](#) , <sup>1</sup> [Leila Bouayad](#) , <sup>1</sup> [Sara Messad](#) , <sup>1</sup> [Safia Zenia](#) , <sup>1</sup> [Malek Naïm](#) , <sup>2</sup> et [Taha-Mossadak Hamdi](#) , <sup>1</sup>

[Informations sur l'auteur](#) [Notes sur l'article](#) [Informations sur les droits d'auteur et la licence](#) [Avertissement PMC](#)

[Aller à:](#)

### Abstrait

---

#### But:

Les sources de contamination, la prévalence et la sensibilité aux antimicrobiens des *Campylobacter* thermophiles isolés d'échantillons de dinde ont été déterminées.

#### Matériels et méthodes:

Au total, 300 échantillons ont été collectés dans 3 élevages (fientes fécales) et 4 abattoirs de volailles (peaux de cou et caeca) situés dans la zone moyenne Algérie (Alger, Boumerdès et Bouira). Après

détection, un antibiogramme a été réalisé uniquement sur les échantillons provenant des abattoirs.

### Résultats:

Échantillons de caecum (90,0 %, 90/100 ; intervalle de confiance (IC) à 95 % = 84,1-95,9 %), excréments fécaux (68,0 %, 68/100 ; IC à 95 % = 58,9-77,1 %) et de peau du cou (55,0 %, 55/100 ; IC à 95 % = 45,2 à 64,8 %) étaient positifs pour *Campylobacter thermophile* ( $p < 0,05$ ). Le taux de contamination des carcasses de dindes était plus élevé dans les abattoirs modernes (96,7 %) que dans les abattoirs traditionnels (37,1 %) ( $p < 0,05$ ). Les souches isolées étaient résistantes à l'acide nalidixique (NA) (87,5 %), à la tétracycline (TE) (81,3 %), à la ciprofloxacine (CIP) (75,0 %), à l'ampicilline (AM) (65,6 %) et à l'érythromycine (25,0 %) ( $p < 0,05$ ). 96,9 % (124/128) des isolats étaient multirésistants et 18 profils de résistance aux médicaments ont été enregistrés. Les groupes prédominants (43,0 %) étaient AM, NA, CIP et TE.

### Conclusions :

Des sources potentielles de contamination de cette bactérie fastidieuse ont été constatées dans les élevages et les abattoirs. Un abattoir moderne permettait davantage la contamination des carcasses de dinde qu'un abattoir traditionnel. Toutefois, l'étape d'échaudage ne saurait représenter une source de contamination. Les souches les plus testées présentaient une résistance à l'érythromycine et/ou au CIP. C'est inquiétant car ces molécules sont considérées comme des antibiotiques de premier choix dans la campylobactériose humaine.

**Mots clés :** résistance aux antimicrobiens, élevage, abattoir, *Campylobacter thermophile*, dinde

[Aller à:](#)

[Introduction](#)

---

*Campylobacter* est considéré dans le monde entier comme la principale cause de gastro-entérite chez l'homme [ 1 ]. En 2010, 109 700 cas mortels ont été signalés dans le monde. Le taux de maladie dans les pays en développement est de 400 à 600 pour 100 000 chez les enfants de moins de 5 ans. Pour les pays développés, le taux de maladie est de 300 pour 100 000. Dans les pays en développement et développés, les taux dans la population générale sont estimés à 90 pour 100 000 [ 2 ]. La campylobactériose humaine survient principalement suite à la consommation d'aliments crus ou insuffisamment cuits contaminés ou d'eau contaminée [ 1 ]. De plus, en raison de la colonisation intestinale par *Campylobacter* thermophile des animaux destinés à la consommation humaine, la contamination de la viande a principalement une origine digestive, et elle se produit lors de l'abattage [ 1 , 3 ].

Cependant, parmi l'ensemble des denrées alimentaires, la viande de volaille, notamment les poulets de chair et la dinde, sont considérées comme le principal véhicule de *Campylobacter* thermophile pour l'homme [ 4 ]. Une faible dose infectieuse suffit à provoquer une entérite à *Campylobacter* ordinaire qui évolue fréquemment vers une entérite hémorragique et parfois même vers un syndrome de Guillain-Barré [ 1 , 3 ]. En général, le patient finit par guérir sans recourir à un traitement antibiotique, mais dans les cas graves, un traitement antibiotique est nécessaire [ 5 ]. Les *Campylobacter* thermophiles chez les animaux et les humains ont acquis au fil du temps une résistance à divers antibiotiques, dont l'érythromycine et la ciprofloxacine (CIP), les principales molécules pour le traitement de l'infection à *Campylobacter* [ 6 ]. Ainsi, la présence de souches de *Campylobacter* résistantes aux antibiotiques dans les denrées alimentaires d'origine animale représente une menace importante pour la santé publique [ 5 ]. En Algérie, une étude antérieure avait rapporté que *Campylobacter* thermophile était considéré comme une cause de gastro-entérite humaine. En effet, ils ont été isolés à partir d'échantillons fécaux humains avec un taux de 17,7 % [ 7 ]. Dans les

pays développés, les taux d'isolement de *Campylobacter* thermophile variaient de 55 à 77 % dans les échantillons de dinde [ 8 , 9 ].

A notre connaissance, il n'existe pas de données publiées sur la présence de *Campylobacter* thermophile dans les échantillons de dinde algérienne, même si la viande de dinde est fréquemment consommée par notre population. Par conséquent, la présente étude a été réalisée pour déterminer les sources de contamination, l'incidence de *Campylobacter* thermophile sur la dinde dans les élevages de volailles et les abattoirs de volailles, et pour étudier la sensibilité aux antibiotiques des souches de *Campylobacter* isolées à partir d'échantillons d'abattoirs de volailles.

[Aller à:](#)

## Matériels et méthodes

---

### Approbation éthique

Dans cette étude, nous avons utilisé des excréments de dinde, des échantillons de caecum et de peau de cou de carcasses de dinde. Aucune approbation éthique n'était donc nécessaire.

### Collecte d'échantillons

Avant chaque prélèvement, un questionnaire a été rempli grâce aux informations fournies par le propriétaire et dans certains cas par le vétérinaire de l'établissement. 300 échantillons ont été prélevés de manière aseptique et aléatoire dans 7 établissements situés dans la région d'Alger : 3 fermes et 4 abattoirs de volailles. Cela nous a permis d'avoir des échantillons provenant de divers endroits et régions. À la fin de la période d'élevage, un total de 100 échantillons de déjections fécales ont été collectés 1 à 2 semaines avant leur retrait dans trois élevages de dindes (A, B et C). De plus, 100 échantillons chacun de peaux de cou et de caeca ont été collectés juste après l'éviscération de la dinde dans 4 abattoirs de volailles (trois traditionnels [A, B et C] et

un moderne [D]). Avec une capacité d'élevage allant de 800 à 900 sujets, les élevages visités étaient situés en zone rurale comprenant des sujets livrés du même couvoir et élevés en bande unique jusqu'à l'abattage. Les abattoirs visités étaient situés en zone urbaine ou industrielle et leur capacité variait de 300 à 700 volailles par semaine.

Tous les échantillons ont été prélevés tôt le matin dans un délai de 2 heures. Une à deux semaines avant l'abattage, des échantillons de matières fécales fraîches ont été prélevés sur les portées à l'aide de spatules stériles. Nous avons veillé à les collecter rapidement et de manière aseptique juste après leur émission au sol sans aucune trace de détritrus ou d'urine. À l'heure actuelle, il n'existe pas de méthode standard acceptée pour la détection et l'isolement de *Campylobacter* spp. au niveau de l'exploitation agricole [ 10 ]. Nous avons décidé de ne pas choisir les écouvillons cloacaux car nous avons suivi le manuel de l'OIE qui recommande de collecter des selles fraîchement évacuées ( $> 10^6$  UFC/g) pour une détection fiable de *Campylobacter* par culture [ 11 , 12 ]. De plus, selon certains auteurs, l'isolement à partir d'échantillons fécaux donne de meilleurs résultats que l'isolement à partir d'écouvillons cloacaux [ 13 ]. Au cours du processus d'abattage, juste après l'étape d'éviscération, les peaux du cou et les caecums ont été collectés de manière aseptique. Les échantillons de déjections fécales et de caecum ont été placés dans des récipients à échantillons en plastique universels stériles séparés, tandis que les peaux du cou ont été placées dans des sacs en plastique stériles séparés. Après cela, tous les échantillons ont été placés dans une glacière et transportés immédiatement au Service de Microbiologie de l'Hôpital Central Militaire d'Alger où ils ont été traités dans un délai de 2 à 4 heures.

### Détection de *Campylobacter thermophile*

Toutes les cultures de *Campylobacter* (isolement, identification et antibiogramme) ont été obtenues avec les générateurs

microaérophiles GENbagmicroaer (bioMérieux) (5% O<sub>2</sub>, 10% CO<sub>2</sub> et 85% N<sub>2</sub>).

### Identification des *Campylobacter thermophiles*

À partir de chaque échantillon de matières fécales ou de contenu caecal, 1 g a été inoculé dans 9 ml de solution saline stérile (0,9 % NaCl, p/v) et homogénéisé. Pour les peaux du cou, 10 g de chaque peau du cou ont été ajoutés dans 90 ml de bouillon Preston (Oxoid) avec 5% de sang de cheval (IPA : Institut Pasteur d'Algérie) et incubés à 42°C pendant 24 h. Une gélose Campyloset prête à l'emploi (bioMérieux) pour les échantillons de crottes, et une gélose Butzler (Oxoid) à 5% de sang de cheval (IPA) pour les échantillons de peau du cou et du contenu des caeces, ont été ensemencées et incubées à 42°C pendant 48 h en milieu microaéroophile. atmosphère [ [14](#) ].

### Confirmation des colonies suspectées

Une fois purifiées sur gélose Columbia (Bio Rad) avec 5% de sang de cheval (IPA), l'identification des souches de *Campylobacter* a été réalisée à l'aide des tests standards : coloration de Gram, motilité, réactions catalase et oxydase, croissance à 25°C et croissance aérobique. Les colonies suspectées de *Campylobacter* ont été soumises à confirmation en étudiant des tests biochimiques sur gélose triple sucre et fer (IPA) et en testant leur sensibilité à l'acide nalidixique (NA) (30 µg) et à la céphalothine (KF) (30 µg) [ [11](#), [15](#) ]. Après cela, une seule souche de chaque échantillon positif à *Campylobacter* a été sélectionnée pour les tests de sensibilité.

### Tests de sensibilité aux antimicrobiens

La détermination de la sensibilité aux antibiotiques de *Campylobacter* n'a été réalisée que pour des souches isolées à partir d'échantillons collectés dans des abattoirs de volailles, selon la méthode de diffusion sur disque recommandée par le comité d'antibiogramme de la « Société française de microbiologie » [ [16](#) ]. En

plus du NA et du KF, les antibiotiques testés étaient : Ampicilline (AM) (10 µg), gentamicine (15 µg) (GM), érythromycine (15 UI) (E), CIP (5 µg), tétracycline (30 UI) (TE) et chloramphénicol (30 µg) (C). A partir d'une culture pure de 18-24 h d'incubation, une suspension bactérienne d'opacité McFarland 0,5 a été préparée et diluée au 1:10. Après ensemencement par écouvillonnage sur gélose Mueller-Hinton (Bio-Rad) contenant 5% de sang de cheval (IPA), et application de disques d'antibiotiques (bioMérieux), les plaques ont été placées en atmosphère microaéroophile pendant 24 h à 37°C. Les diamètres des zones d'inhibition ont été mesurés à l'aide d'un pied à coulisse métallique. Pour le contrôle qualité, les souches de référence *Escherichia coli* ATCC 25922 et *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 ont été utilisées.

### analyses statistiques

Les tests du chi carré et exacts de Fisher ont été effectués pour comparer les résultats des échantillons testés et les tests de sensibilité aux antimicrobiens. La différence était significative lorsque  $p < 0,05$ . De plus, un intervalle de confiance à 95 % (IC à 95 %) a également été déterminé pour les taux de contamination et de résistance.

[Aller à:](#)

## Résultats

---

### Sources de contamination

Dans tous les établissements, de nombreux facteurs de risque ont été observés. Les résultats des enquêtes auprès des fermes et des abattoirs sont rapportés dans [Tableau 1](#). La plupart des exploitations étaient des maisons mixtes (66,7 %) où de la litière fraîche était utilisée (66,7 %), l'accès des animaux sauvages ou domestiques dans les maisons n'était pas contrôlé (100,0 %), les excréments de dindes étaient utilisés comme fumier pour fertiliser les cultures (100,0 %) et l'eau potable était sale et contenait des plumes (100,0 %). Dans les

abattoirs, plusieurs sources de contamination telles que l'absence d'avancement de maintien (0,0%), le poste fixe (0,0%), la stérilisation du matériel d'abattage (0,0%), le protocole de nettoyage et/ou de désinfection (0,0%), et la présence d'uniformes sales (75,0%) ont été observés.

**Tableau 1**

Sources potentielles de transmission de *Campylobacter* dans les fermes et les abattoirs.

Caractéristiques générales	Fermes			Total n (%)
	UN	B	C	
Troupeau mixte (poulet+dinde)	+	-	+	2/3 (66,7)
Autre bétail	Lapins et abeilles	bétail	-	2/3 (66,7)
Autres animaux (chiens, chats, oiseaux sauvages et rongeurs)	+ <sup>m</sup>	+	+	3/3 (100,0)
Insectes	Mouches	Mouches	-	2/3 (66,7)
Litière	Épuisé (humide)	Frais (sec)	Frais (sec)	2/3 (66,7) <sup>b</sup>
Contrôle de la qualité de l'eau	-	-	-	0/3 (0,0)
Boire de l'eau	Sale	Sale	Sale	3/3 (100,0)
Antiparasitaire	Rats et insectes	-	Les rats	2/3 (66,7)
Protocole de nettoyage et/ou de désinfection	-	-	-	0/3 (0,0)
Utiliser les excréments de dinde comme fumier	+	+	+	3/3 (100,0)
<b>Abattoirs</b>				
	UN	B+C	D	
Respect des conditions de transport (du troupeau à l'abattoir)	-	-	-	0/4 (0,0)
Respect du retrait alimentaire+période de repos	-	+	-	2/4 (50,0)
Abattoir mixte (poulet+dinde)	+	-	+	2/4 (50,0)
Processus d'abattage	Manuel	Manuel	Industriel	3/4 (75,0) <sup>c</sup>
Maintenir le mouvement vers l'avant	-	-	-	0/4 (0,0)
Poste fixe	-	-	-	0/4 (0,0)

Caractéristiques générales	Fermes			Total n (%)
	UN	B	C	
Respect de la température de l'eau bouillante	-	-	+	1/4 (25,0)
Stérilisation du matériel d'abattage	-	-	-	0/4 (0,0)
Protocole de nettoyage et/ou de désinfection	-	-	+	0/4 (0,0)
Uniforme de travailleur	Sale	Sale	Faire le ménage	1/4 (25,0) 3/4 (75,0)

[Ouvrir dans une fenêtre séparée](#)

<sup>a</sup> Plus le sanglier,

<sup>b</sup> Litière fraîche (sèche),

<sup>c</sup> Manuel

## Détection de *Campylobacter thermophile*

Des souches thermophiles de *Campylobacter* ont été isolées avec une prévalence élevée dans tous les troupeaux de dindes échantillonnés (71,0 % et 213/300) dans les fermes (68,0 % et 68/100) et dans les abattoirs (72,5 % et 145/200) ([Tableau 2](#)). Au total, ils ont été détectés dans 90,0 % (IC 95 % = 84,1-95,9 %) du contenu caecal, 68,0 % (IC 95 % = 58,9-77,1 %) des excréments fécaux et 55,0 % (IC 95 % = 45,2-64,8). %) de peaux de cou ([Tableau 2](#)). La différence entre ces résultats était statistiquement significative ( $p < 0,05$ ). De plus, pour les échantillons de peau du cou, la prévalence globale de *Campylobacter thermophile* isolée dans les abattoirs traditionnels (37,1 %, 26/70 ; IC à 95 % = 25,8-48,5 %) était inférieure à celle enregistrée dans les abattoirs modernes (96,7 %, 29/30). ; IC à 95 % = 82,8-99,9 %) ( $p < 0,05$ ). Cependant, des *Campylobacter thermophiles* ont été isolés avec des taux élevés à partir du contenu caecal dans l'ensemble des abattoirs traditionnels et modernes (88,6 %, 62/70 contre 93,3 %, 28/30 ;  $p > 0,05$ ).

## Tableau 2

Prévalence de *Campylobacter* thermophile dans les fermes et abattoirs de volailles visités.

Fermes		Abattoirs		
Troupeau	Fèces fécales Nombre /échantillons examinés (%)	Troupeau	Teneur en caecal Nombre /échantillons examinés (%)	Peau du cou Nombre/échantillons examinés (%)
UN	29/35 (82,9)	Un <sup>a</sup>	16/20 (80,0)	6/20 (30,0)
B	17/32 (53,1)	B <sup>une</sup>	19/20 (95,0)	13/20 (65,0)
C	22/33 (66,7)	Californie -	27/30 (90,0)	7/30 (23,3)
Total	68/100 (68,0)	D	28/30 (93,3)	29/30 (96,7)
		Total	90/100 (90,0)	55/100 (55,0)

[Ouvrir dans une fenêtre séparée](#)

<sup>a</sup> Différence significative ( $p < 0,05$ ) entre les résultats du contenu caecal et des peaux du cou

## Tests de sensibilité aux antimicrobiens

Des tests de sensibilité aux antimicrobiens ont été étudiés pour 128 des 145 souches isolées provenant d'abattoirs de volailles car 17 souches thermophiles de *Campylobacter* étaient impossibles à re-striker (forme viable mais non cultivable). 87,5 % ( $n = 112$  ; IC à 95 % = 81,8-93,2) étaient résistantes à la NA, 81,3 % ( $n = 104$  ; IC à 95 % = 74,5-88,0) à la TE, 75,0 % ( $n = 96$  ; IC à 95 % = 67,5-82,5) au CIP, 65,6 % au AM ( $n=84$  ; IC à 95 % = 57,4-73,9) et 25,0 % ( $n=32$  ; IC à 95 % = 17,5 à 32,5) à E, et aucune résistance n'a été enregistrée pour GM et chloramphénicol (C) (0,0%) ( $p < 0,05$ ) ([Tableau 3](#)). L'étude de la sensibilité antimicrobienne du TTC selon le type d'échantillons a révélé que la différence entre les taux de chaque antibiotique testé pour les souches isolées du contenu caecal et des peaux du cou n'était pas statistiquement significative ( $p > 0,05$ ) ([Tableau 3](#)). De plus, les taux de résistance aux NA, E, CIP, TE et AM entre tous les abattoirs visités (A, B, C et D) étaient significativement différents ([Tableau-4](#)). Les isolats de *Campylobacter* multirésistants étaient courants. Toutes les souches testées étaient résistantes à au moins un antibiotique (100,0

%), 124 des 128 souches testées (96,9 %) étaient multirésistantes. 17,2 % (n = 22) des isolats étaient résistants à deux antibiotiques, 25,0 % (n = 32) à trois antibiotiques, 51,6 % (n = 66) à quatre antibiotiques et 3,1 % (n = 4) à cinq antibiotiques. En outre, 18 profils de résistance aux médicaments ont été identifiés et les profils de résistance multiple les plus répandus ont été observés pour 55 isolats (43,0 %) et comprenaient AM, NA, TE et CIP. 17 profils de résistance aux antimicrobiens pour les isolats de contenus caecaux et 9 profils de résistance aux antimicrobiens de souches *de Campylobacter thermophiles* isolées de la peau du cou ont été observés. Une résistance au CIP et/ou à E a été trouvée dans 85,9 % des isolats multirésistants (n = 110). Les résultats des profils de résistance des isolats *de Campylobacter thermophiles* (n = 124) résistants à deux antibiotiques ou plus sont rapportés dans [Tableau-5](#).

### Tableau 3

Taux de résistance aux antimicrobiens des souches *de Campylobacter thermophiles* selon le type d'échantillons.

Antibiotiques testés <sup>m</sup>	Tous les échantillons (n=128)		Type d'échantillons	
	n (%)	IC à 95 % <sup>b</sup>	Contenu caecal n = 81 (%)	Peau du cou n = 47 (%)
NA <sup>c</sup>	112 (87,5)	81.893.2	65 (80,3)	46 (97,9)
TE <sup>c</sup>	104 (81,3)	74.588.0	63 (77,8)	41 (87,2)
CIP <sup>c</sup>	96 (75,0)	67.582.5	59 (72,8)	37 (78,7)
SUIS <sup>c</sup>	84 (65,6)	57.473.9	52 (64,2)	32 (68,1)
E <sup>c</sup>	32 (25,0)	17.532.5	18 (22,2)	14 (29,8)
Directeur général	0 (0,0)	-	0 (0,0)	0 (0,0)
C	0 (0,0)	-	0 (0,0)	0 (0,0)

[Ouvrir dans une fenêtre séparée](#)

<sup>a</sup> NA=Acide Nalidixique, TE=Tétracycline, CIP=Ciprofloxacine, AM=Ampicilline, E=Erythromycine, GM=Gentamicine, C=Chloramphénicol,

<sup>b</sup> Intervalle de confiance à 95 %,

• Aucune différence significative ( $p>0,05$ ) entre les résultats du contenu caecal et de la peau du cou pour chaque antibiotique testé

## Tableau-4

Taux de résistance aux antimicrobiens des souches thermophiles de *Campylobacter* selon les abattoirs visités.

Antibiotiques testés <sup>sm</sup>	An=17 (%)	Bn=29 (%)	Cn=27 (%)	Dn=55 (%)
NA <sup>b</sup>	9 (52,9)	24 (82,8)	27 (100,0)	51 (92,7)
TEb -	15 (88,2)	14 (48,3)	21 (77,8)	54 (98,2)
CIPb -	12 (70,6)	7 (24,1)	22 (81,5)	55 (100,0)
SUIS <sup>b</sup>	9 (52,9)	13 (44,8)	22 (81,5)	40 (72,7)
E <sup>b</sup>	17 (100,0)	8 (27,6)	6 (22,2)	1 (1,8)
Directeur général	0 (0,0)	0 (0,0)	0 (0,0)	0 (0,0)
C	0 (0,0)	0 (0,0)	0 (0,0)	0 (0,0)

[Ouvrir dans une fenêtre séparée](#)

<sup>a</sup> NA=Acide nalidixique, TE=Tétracycline, CIP=Ciprofloxacine, AM=Ampicilline, E=Erythromycine, GM=Gentamicine, C=Chloramphénicol,

<sup>b</sup> Différence significative ( $p<0,05$ ) entre les résultats des abattoirs pour chaque antibiotique testé

## Tableau-5

Profils de résistance des souches thermophiles de *Campylobacter* isolées des abattoirs.

N <sup>o</sup> d'antimicrobiens	Modèle <sup>sm</sup>	Souches isolées n = 124 (%)	Contenu caecal n = 78 (%)	Peaux du cou n=46 (%)
2	AM-NA	9 (7.3)	9 (11.5)	0 (0,0)
2	TE-NA	5 (4,0)	4 (5.1)	1 (2.2)
2	CIP-TE	3 (2.4)	3 (3,8)	0 (0,0)
2	CIP-NA	2 (1.6)	1 (1.3)	1 (2.2)
2	E-NA	2 (1.6)	1 (1.3)	1 (2.2)
2	AM-CIP	1 (0,8)	0 (0,0)	1 (2.2)
	Total	22 (17.7)	18 (23.1)	4 (8,7)
3	CIP-TE-NA	11 (8,9)	11 (14.1)	0 (0,0)
3	E-TE-NA	9 (7.3)	2 (2.6)	7 (15.2)
3	AM-CIP-NA	7 (5.6)	5 (6.4)	2 (4.3)
3	E-CIP-TE	2 (1.6)	2 (2.6)	0 (0,0)
3	E-CIP-NA	1 (0,8)	1 (1.3)	0 (0,0)

N° d'antimicrobiens	Modèle <sup>m</sup>	Souches isolées n = 124 (%)	Contenu caecal n = 78 (%)	Peaux du cou n=46 (%)
3	AM-E-TE	1 (0,8)	1 (1.3)	0 (0,0)
3	AM-CIP-TE	1 (0,8)	1 (1.3)	0 (0,0)
	Total	32 (25,8)	23 (29,5)	9 (19,6)
4	AM-CIP-TE-NA	55 (44,4)	28 (35,9)	27 (58,7)
4	AM-E-CIP-TE	5 (4,0)	5 (6,4)	0 (0,0)
4	E-CIP-TE-NA	5 (4,0)	1 (1,3)	4 (8,7)
4	AM-E-TE-NA	1 (0,8)	1 (1,3)	0 (0,0)
	Total	66 (53,2)	35 (44,9)	31 (67,4)
5	AM-E-CIP-TE-NA	4 (3,2)	2 (2,6)	2 (4,3)
	Total	4 (3,2)	2 (2,6)	2 (4,3)

[Ouvrir dans une fenêtre séparée](#)

<sup>a</sup> NA = acide nalidixique, TE = tétracycline, CIP = ciprofloxacine, AM = ampicilline, E = érythromycine, GM = gentamicine, C = chloramphénicol

[Aller à:](#)

## Discussion

Hormis l'influence des milieux de culture sélectifs et des sources de contamination constatées sur les animaux d'élevage, la différence significative ( $p < 0,05$ ) entre les taux de contamination *par Campylobacter* des échantillons fécaux et du contenu caecal peut également dépendre de la saison d'échantillonnage. En effet, les déjections fécales ont été prélevées en hiver tandis que le contenu caecal a été collecté en été. Le pic de contamination des troupeaux de volailles *par Campylobacter* se produit pendant les mois les plus chauds [ [17](#) , [18](#) ].

*La prévalence de Campylobacter* thermophile dans les excréments fécaux était en accord avec une étude précédente en Grèce (77%)

[ 19 ]. Cependant, des taux plus faibles (56 %) ont été observés aux États-Unis [ 9 ]. Dans les élevages de dindes, ces bactéries étaient présentes dans au moins la moitié des échantillons fécaux ; ce qui implique une transmission horizontale importante. En effet, dans tous les élevages visités, nous avons observé une multitude de facteurs de risque ([Tableau 1](#)) décrits pour la colonisation de troupeaux de poulets de chair [ 18 ] tels que l'exposition à des sources potentielles de la bactérie telles que la présence d'humains, d'autres animaux (animaux sauvages et domestiques), d'insectes et de rongeurs dans les fermes, les types et la qualité de la litière, l'accès à l'extérieur le sol et en utilisant les excréments de volaille comme fumier. La contamination par des troupeaux précédents peut également représenter un facteur de risque [ 18 ]. Sachant que pour réduire le taux de *Campylobacter* dans les élevages, un haut niveau de contrôle de biosécurité et d'hygiène doit être fait [ 18 ] et qu'il n'y avait pas de protocole de nettoyage et/ou de désinfection dans tous les élevages visités ([Tableau 1](#)), nous avons suggéré qu'il était possible que des troupeaux précédents aient contaminé les troupeaux testés comme le rapportent certains auteurs [ 18 , 20 ]. Donner de l'eau potable sale pourrait être un autre facteur de risque. Comme il contenait des plumes et n'était pas chloré, nous avons suggéré que *Campylobacter* puisse être présent sous forme de biofilms dans l'eau, comme le rapportent certains auteurs [ 18 ]. De plus, l'eau chlorée peut réduire le risque de colonisation des poulets de chair [ 21 , 22 ], mais ce n'était pas le cas pour notre étude. Dans la ferme A, le taux de *Campylobacter* thermophile était supérieur aux taux enregistrés dans les fermes B et C. La présence de plusieurs espèces animales a été plus détectée dans la ferme A que dans les fermes B et C. Il s'agissait non seulement de chiens, de chats, d'oiseaux sauvages, et des rongeurs comme dans les élevages B et C mais aussi des sangliers. De plus, des lapins et des abeilles étaient élevés dans la même ferme. De plus, la qualité de la litière pourrait augmenter le taux de *Campylobacter* dans l'élevage A où la litière était une litière usée mais humide contrairement aux autres élevages (66,7%) où la litière était une litière fraîche mais sèche. Cependant, certains auteurs ont

rapporté que la litière usée est plus bactéricide que la litière fraîche, mais *Campylobacter* pourrait être moins capable de survivre dans une litière sèche [ 23 ]. De plus, Szalanski *et al.* [ 24 ] *Campylobacter* spp. des mouches sales présentes dans les élevages de dindes pour la 1<sup>ère</sup> fois aux USA avec un taux de contamination de 23,3%. Ainsi, la présence de mouches domestiques dans 66,7 % des installations de production animale (fermes A et B) peut contribuer à la contamination des dindes et des humains. Néanmoins, le taux de contamination le plus faible a été constaté dans l'élevage B. Malgré la présence de sources de contamination importantes dans cet élevage ; les sujets ont été élevés dans une serre en plastique où seules les dindes étaient élevées, contrairement aux autres fermes (A et C) où les dindes étaient élevées après les poulets de chair. Cependant, aucune déduction ne peut être faite car aucune étude n'a rapporté si la prévalence de *Campylobacter* dépend du type d'habitat.

Dans les abattoirs visités, *Campylobacter* thermophile a été isolé de tous les échantillons de contenu caecal avec une prévalence très élevée allant de 80 à 95 % (Tableau 2). Cependant, des taux plus faibles ont été observés dans de nombreux pays développés comme les États-Unis (55 %) [ 9 ]. Selon Jeffrey *et coll.* [ 25 ], la contamination des troupeaux par *Campylobacter* thermophile se reflète très probablement dans les échantillons intestinaux effectués dans un abattoir ; ceci suggère que tous les élevages qui ont fourni ces troupeaux positifs étaient fortement contaminés par *Campylobacter* thermophile . Par ailleurs, la période d'élevage qui semble déterminante pour la colonisation intestinale, le portage de *Campylobacter* spp. pourrait être augmentée par les événements stressants liés au transport et au non-respect du retrait des aliments et de la période de repos observés dans tous les abattoirs visités [ 26 ].

Il semble établi que la contamination des carcasses lors de la transformation se produit directement par le contenu intestinal ou indirectement par l'équipement et l'eau [ 27 ]. Dans les abattoirs traditionnels comme dans les abattoirs modernes, les travailleurs

pourraient également être une source de contamination ([Tableau 1](#)). Dans les abattoirs traditionnels A, B et C, *Campylobacter* thermophile a été isolé à partir d'échantillons de peau du cou avec une prévalence globale de 37,1 %. Dans ces établissements, des points importants de contamination croisée lors du traitement représentés par l'échaudage, le plumage et l'éviscération [ [28](#) ] étaient absents ou effectués manuellement. Par ailleurs, l'absence d'étape d'échaudage dans les abattoirs traditionnels visités (100,0%), le plumage était manuel et l'éviscération des carcasses était réalisée sur une table où les viscères étaient évacués par les ouvriers vers les pattes et non vers la tête. Ainsi, la contamination des carcasses ne pourrait pas être directement liée au contenu intestinal du même sujet, mais elle pourrait être liée à la contamination des plumes par les excréments fécaux. Comme mentionné ci-dessus, les travailleurs peuvent constituer une source importante de transmission et de dissémination des souches *de Campylobacter* dans les abattoirs visités. Cependant, la contamination initiale des carcasses ou la source initiale de contamination fécale se produit soit directement à partir du contenu intestinal, soit indirectement, notamment lors de l'étape d'échaudage, de plumage ou d'éviscération [ [28](#) ]. En observant la méthode d'éviscération dans les abattoirs traditionnels, nous avons conclu que la première contamination des carcasses était provoquée par une contamination fécale des plumes probablement dans les élevages, lors du transport ou dans les abattoirs [ [29](#) ]. De plus, pour ne pas se contaminer au préalable par le contenu intestinal, les ouvriers étaient très prudents lors de l'étape d'éviscération car, malheureusement, ils ne portaient pas de gants. D'autant plus que Jacobs-Rietsma a rapporté que la contamination fécale des plumes représente une source importante de *Campylobacter* pour les carcasses de volailles [ [30](#) ]. Cette observation peut expliquer le fait que la prévalence de *Campylobacter* thermophile était plus élevée dans le contenu caecal que dans la peau du cou ( $p < 0,05$ ).

Une forte prévalence (96,7%) de *Campylobacter* thermophile a été constatée dans l'abattoir moderne D. Dans cette usine de

transformation ; la peau du cou pourrait être contaminée indirectement ou directement. Cependant, diverses études ont considéré que l'eau bouillante représente une source importante de contamination [ 8 , 28 ], mais, dans notre étude, où le lot de dinde a été traité juste après le traitement du lot de poulets de chair, l'étape d'échaudage peut avoir empêché la contamination croisée entre les troupeaux. . En effet, la température d'échaudure était de 60°C et selon Sanchez *et al* . [ 31 ], une température supérieure à 53°C ne permet pas la survie de *Campylobacter* . Une contamination indirecte pourrait cependant être liée aux équipements d'abattage notamment à la machine à plumer qui peut permettre une recontamination et une contamination croisée entre carcasses appartenant à un même troupeau [ 32 ]. L'opération de déplumage a été signalée comme une source importante de contamination croisée car l'équipement a conduit à l'expulsion du contenu intestinal [ 4 ]. De plus, comme l'ont rapporté Berrang *et al* . [ 33 ], sauf contact direct avec la peau, la plupart des isolats de *Campylobacter* transportés dans l'équipement après le plumage se retrouvent sur la peau. La contamination directe de la peau du cou peut être liée au contenu intestinal, ce qui pourrait augmenter le taux de *Campylobacter* thermophile dans les abattoirs modernes. Selon Franchin *et al* . [ 32 ] et Gruntar *et al* . [ 34 ], lors de l'étape d'éviscération, la rupture intestinale avec extravasations de son contenu est toujours possible, et cette étape représente le principal facteur responsable de contamination croisée pouvant conduire à une augmentation substantielle de la détection de *Campylobacter* lors du traitement.

Il est reconnu que depuis le 20<sup>e</sup> siècle, le nombre de souches de *Campylobacter* isolées d'échantillons humains résistants à E et/ou CIP augmente [ 35 ]. Des taux similaires de résistance aux antibiotiques au CIP (73,7 %), E (21,1 %) [ 36 ], au chloramphénicol (0,0 %) et au GM (0,0 %) [ 37 ] ont été signalés aux États-Unis et en Allemagne. Des taux de résistance supérieurs à nos résultats ont également été enregistrés aux États-Unis ; 84,2 % ont été enregistrés en AM, 10,5 % en chloramphénicol et 5,3 % en GM [ 36 ]. Des taux de résistance

inférieurs aux nôtres ont été observés en Allemagne concernant NA (65,3 %), CIP (64,5 %) et TE (47,7 %) [ 37 ]. En Algérie, les quinolones E, TE et AM sont utilisées à des fins thérapeutiques dans les élevages de volailles. Cependant, l'utilisation de chloramphénicol et de GM est interdite [ 38 ]. Ces données pourraient expliquer le fait que les souches *de Campylobacter* isolées dans les abattoirs n'ont montré qu'une résistance aux familles d'antibiotiques utilisées en traitement curatif. Les taux élevés de résistance et de multirésistance ainsi que les profils de résistance fréquents signalés pourraient être liés non seulement à l'administration incontrôlée de certains antibiotiques, mais également à l'utilisation prolongée (16 à 20 semaines) des antibiotiques testés dans les élevages de dindes. La durée de la période de reproduction joue un rôle important dans l'augmentation du nombre de souches *de Campylobacter* résistantes aux antibiotiques [ 39 ].

La comparaison des taux de résistance aux antimicrobiens des souches thermophiles *de Campylobacter* isolées du contenu des caecaux et de la peau du cou a montré que la différence entre ces résultats pour chaque antibiotique testé n'était pas statistiquement significative ( $p > 0,05$ ). Les taux de résistance à NA, E, CIP, TE et AM pour les souches *de Campylobacter* isolées dans chaque abattoir (A, B, C et D) étaient significativement différents ( $p < 0,05$ ) (Tableau-4). Cette différence pourrait être liée à plusieurs facteurs tels que la région et l'administration incontrôlée d'antibiotiques dans les troupeaux. En effet, une étude précédente concernant la sensibilité aux antimicrobiens des isolats *de Salmonella* en Algérie a rapporté que l'utilisation de différents antibiotiques est répandue et incontrôlée dans les élevages de volailles [ 40 ]. Toutes les souches testées étaient résistantes à au moins un antibiotique (100 %), et 96,9 % des souches isolées étaient multirésistantes (résistance à au moins deux antibiotiques). Nos résultats sont comparables à ceux rapportés par d'autres auteurs [ 36 , 41 ]. Une résistance au CIP et/ou à E a été observée dans la plupart des isolats multirésistants. Comme décrit par D'Lima *et al.* [ 41 ], la pression de sélection générée par l'utilisation de

différents antibiotiques dans les élevages de dindes représente la cause de l'acquisition de divers profils de résistance. De plus, à l'exception d'un profil de résistance aux médicaments (AM-CIP), tous les profils de résistance aux antimicrobiens observés dans les isolats de peau du cou appartiennent aux profils de résistance aux médicaments des isolats à contenu caecal. Cette observation suggère que tous les isolats de peau du cou provenaient du contenu caecal du même troupeau et peut confirmer une fois de plus qu'il n'y a pas eu de contamination croisée entre les différents troupeaux dans les abattoirs visités. Nous avons suggéré cela parce que nous avons trouvé les mêmes profils de résistance aux antimicrobiens entre les isolats de la peau du cou et ceux du contenu caecal (plus de profils de résistance pour le contenu caecal que les isolats de la peau du cou) ([Tableau-5](#)), il était possible que le contenu caecal des isolats du même troupeau ait contaminé les peaux du cou. Si les résultats étaient différents ou si nous trouvions plus de profils de résistance pour la peau du cou que pour les isolats du contenu caecal, cela pourrait alors être lié à la présence d'autres souches provenant d'un autre troupeau au moment de l'abattage. Par ailleurs, Peyrat *et al.* [ [42](#) ], en observant uniquement les résultats des taux de résistance, a constaté que les taux de résistance de la souche *Campylobacter* isolée des excréments fécaux avant l'abattage et des peaux du cou après l'abattage étaient les mêmes. Ils suggèrent dans leur étude que le processus d'abattage ne peut être considéré comme une source de recontamination car il ne sélectionne pas de souches résistantes aux antibiotiques. De plus, selon le processus d'abattage utilisé dans les abattoirs traditionnels et modernes, la contamination des carcasses par d'autres souches de troupeaux précédents présentant des profils de résistance aux antimicrobiens différents ou nouveaux semble impossible.

[Aller à:](#)

## Conclusion

---

Nos résultats ont révélé que *Campylobacter* thermophile a été isolé avec une forte prévalence dans tous les troupeaux de dindes échantillonnés où plusieurs sources potentielles de contamination ont été trouvées. La contamination des carcasses de dindes semble se produire davantage dans un abattoir moderne que dans un abattoir traditionnel où les opérations de déplumage et d'éviscération représentaient d'importantes sources de contamination. La plupart des souches testées présentaient une résistance à E et/ou CIP. C'est alarmant car ces antibiotiques sont considérés comme des antibiotiques de premier choix pour la campylobactériose humaine. À mesure que la production de viande de dinde augmente, la campylobactériose humaine peut également augmenter. Pour cette raison, nos résultats suggèrent que l'industrie de la dinde en Algérie pourrait être à l'origine d'un problème majeur de santé publique à travers la propagation de souches pathogènes de *Campylobacter*, ainsi que la résistance aux antibiotiques. Il est plus que nécessaire de prévenir la contamination *par Campylobacter* en Algérie de la ferme à l'assiette en mettant en place des programmes préventifs comme le HACCP tout au long de la chaîne de production avicole. En outre, le réseau de surveillance épidémiologique de cet agent pathogène d'origine alimentaire devrait être mis en place.

[Aller à:](#)

## Contributions des auteurs

---

RB a conçu, conçu l'étude et rédigé le manuscrit sous la supervision de TMH. RB et SM ont conçu le protocole expérimental sous la supervision de MN et TMH. RB a collecté et analysé des échantillons. RB et SZ ont effectué l'analyse statistique. RB et LB ont révisé le manuscrit sous la supervision de MN et TMH. Tous les auteurs ont lu et approuvé le manuscrit final.

[Aller à:](#)

## Remerciements

---

Nous exprimons notre gratitude aux ministères de la Défense et de l'Enseignement supérieur et de la Recherche scientifique d'Algérie pour leur soutien financier. Les auteurs remercient l'équipe de microbiologie de l'Hôpital Central Militaire d'Alger.

[Aller à:](#)

## Intérêts concurrents

---

Les auteurs déclarent qu'ils n'ont aucun intérêt concurrent.

[Aller à:](#)

## Les références

---

1. QUI. Genève, Suisse : 2018. [Consulté le 11-04-2018]. *Campylobactérie* . Fiches d'information. Disponible sur : <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs255/en/> [ [Google Scholar](#) ]
2. Berger S. *Campylobactériose : situation mondiale. Série Gideon 2018* ° éd. New York : Le temps des semences de la République ; 2018. p. 141. [ [Google Scholar](#) ]
3. Dromigny E. Monographie de Microbiologie *Campylobacter* . Dans : Lavoisier TC, éditeur. 1ère éd. France, Paris : 2007. p. 283. [ [Google Scholar](#) ]
4. Logue CM, Sherwood JS, Elijah LM, Olah PA, Dockter MR L'incidence de *Campylobacter* spp. sur la dinde transformée provenant d'usines de transformation du Midwest des États-Unis. *J.Appl. Microbiol.* 2003 ; 95 : 234-241. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
5. Szczepanska B, Andrzejewska M, Spica D, Klawe JJ Prévalence et résistance aux antimicrobiens de *Campylobacter jejuni* et *Campylobacter coli* isolés d'enfants et de sources environnementales dans les zones urbaines et suburbaines. *Microbiol BMC.* 2017 ; 17 (80) : 1-9. [ [Article gratuit PMC](#) ] [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]

6. Zhou J, Zhang M, Yang W, Fang Y, Wang G, Hou F. Une observation de dix-sept ans de la sensibilité aux antimicrobiens de *Campylobacter jejuni* clinique et des mécanismes moléculaires des isolats résistants à l'érythromycine à Pékin, en Chine. *Int. J. Infecter. Dis.* 2016 ; 42 : 28-33. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
7. Mégraud F, Boudraa G, Bessaoud K, Bensid S, Dabis F, Soltana R, Touhami M. Incidence de l' infection à *Campylobacter* chez les nourrissons de l'ouest de l'Algérie et rôle protecteur possible de l'allaitement maternel. *Épidémiol. Infecter.* 1990 ; 105 : 73-78. [ [Article gratuit PMC](#) ] [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
8. Rahimi E, Momtaz H, Bonyadian M. Détection par PCR de *Campylobacter* sp. provenant de carcasses de dinde lors d'une usine de transformation en Iran. *Contrôle des aliments.* 2010 ; 21 : 692-694. [ [Google Scholar](#) ]
9. Kashoma IPB, Kumar A, Sanad YM, Gebreyes W, Kazwala RR, Garabed R, Rajashekara G. Diversité phénotypique et génotypique des *Campylobacter spp.* dans les troupeaux commerciaux de dindes : une étude longitudinale. *Pathogène d'origine alimentaire. Dis.* 2014 ; 11 (11) : 850-860. [ [Article gratuit PMC](#) ] [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
10. Ingesa-Capaccioni S, González-Bodí S, Jiménez-Trigos E, Marco-Jiménez F, Catalá P, Vega S, Marin C. Comparaison de différents types d'échantillonnage au cours de la période d'élevage dans les troupeaux de poulets de chair pour l'isolement de *Campylobacter spp.* *Poule. Sci.* 2015 ; 94 : 766-771. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
11. OIE. *Manuel de l'OIE sur les tests de diagnostic et les vaccins pour les animaux terrestres. Chapitre 2.10.8.* Genève : Suisse : 2004. *Campylobacter jejuni* et *Campylobacter coli* ; pages 1177 à 1187. [ [Google Scholar](#) ]
12. OIE. Genève : Suisse : 2017. Infection à *Campylobacter jejuni* et *Campylobacter coli* Manuel des tests de diagnostic et des vaccins pour les animaux terrestres de l'OIE. Chapitre 2.9.3 ; p. 1 à 9. [ [Google Scholar](#) ]
13. Sandberg M, Østensvik Ø, Aunsmo AL, Skjerve E, Hofshagen M. Une évaluation des méthodes d'échantillonnage et de culture dans le plan d'action norvégien contre *Campylobacter* chez les poulets de chair. *Int. J. Microbiol alimentaire.* 2006 ; 106 (3) : 313-317. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]

14. QUI. *Global Salm-Surv*. 4e éd. France : Pasteur International ; 2003. Isolement, Identification et Détermination de la Sensibilité Aux Antibiotiques des *Campylobacter* ; p. 1 à 30. [ [Google Scholar](#) ]
15. ISO 10272. 1ère éd. France : AFNOR ; 1995. Microbiologie des Aliments - Méthode Horizontale Pour la Recherche des *Campylobacter* Thermotolérants ; p. 1 à 15. [ [Google Scholar](#) ]
16. CA-SFM. *Comité de L'antibiogramme de la Société Française de Microbiologie*. 2010<sup>e</sup> éd. 2010. [Consulté le 25-06-2010]. Disponible sur : [http://www.sfm-microbiologie.org/UserFiles/files/casfm\\_2010.pdf](http://www.sfm-microbiologie.org/UserFiles/files/casfm_2010.pdf).
17. Parkar SFD, Sachdev D, deSouza N, Kamble A, Suresh G, Munot H, Hanagal D, Shouche Y, Kapadnis B. Prévalence, saisonnalité et sensibilité aux antibiotiques des *Campylobacters* thermophiles dans les ceca et les carcasses de volailles dans le « vivant- marché aux oiseaux” *Afr. J. Microbiol. Rés.* 2013 ; 7 (21) : 2442-2453. [ [Google Scholar](#) ]
18. Robyn J, Rasschaert G, Pasmans F, Heyndrickx M. *Campylobacter* thermophile pendant l'élevage de poulets de chair : facteurs de risque et intervention. *Compr. Révérend Food Sci. Sécurité alimentaire*. 2015 ; 14 : 81-105. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
19. Cox NA, Stern NJ, Craven SE, Berrang ME, Musgrove MT Prévalence de *Campylobacter* et *Salmonella* dans les excréments caeaux de dindes pendant la production. *J.Appl. Poule. Rés.* 2000 ; 9 : 542-545. [ [Google Scholar](#) ]
20. Arsenault J, Letellier A, Quessy S, Normand V, Boulianne M. Prévalence et facteurs de risque pour *Salmonella* spp. Et *Campylobacter* spp. colonisation caecale dans des troupeaux de poulets de chair et de dindes abattus au Québec, Canada. *Précédent Vétérinaire. Méd.* 2007 ; 81 (4) : 250-64. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
21. Pearson AD, Greenwood MH, Healing TD, Rollins D, Shahamat M, Donaldson J, Colwell RR Colonisation des poulets de chair par *Campylobacter jejuni* d'origine hydrique . *Appl. Environ. Microbiol.* 1993 ; 59 : 987-996. [ [Article gratuit PMC](#) ] [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]

22. Ellis-Iversen J, Jorgensen F, Bull S, Powell L, Cook AJ, Humphrey TJ Facteurs de risque de colonisation par *Campylobacter* lors de l'élevage de troupeaux de poulets de chair en Grande-Bretagne. *Précédent Vétérinaire. Méd.* 2009 ; 89 : 17884. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
23. Lignée JE Influence de l'humidité relative sur la transmission de *Campylobacter jejuni* chez les poulets de chair. *Poule. Sci.* 2006 ; 85 : 1145-1150. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
24. Szalanski AL, Owens CB, Mckay T, Steelman CD Détection de *Campylobacter* et *Escherichia coli* O157 : H7 à partir de mouches sales par réaction en chaîne par polymérase. *Méd. Vétérinaire. Entomol.* 2004 ; 18 : 241-246. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
25. Jeffrey JS, Tonooka KH, Lozano J. Prévalence de *Campylobacter* spp. provenant de la peau, du jabot et des intestins des carcasses commerciales de poulets de chair au moment de la transformation. *Poule. Sci.* 2001 ; 80 : 1390-1392. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
26. Wesley IV, Muraoka WT, Trampel DW, Hurd HS Effet des événements précédant l'abattage sur la prévalence de *Campylobacter jejuni* et *Campylobacter coli* chez les dindes de poids commercial. *Appl. Environ. Microbiol.* 2005 ; 71 : 2824-2831. [ [Article gratuit PMC](#) ] [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
27. Zendehbad B, Arian AA, Alipour A. Identification et résistance aux antimicrobiens des espèces de *Campylobacter* isolées de la viande de volaille dans la province du Khorasan, Iran. *Contrôle des aliments.* 2013 ; 32 (2):724-727. [ [Google Scholar](#) ]
28. Shane SM L'importance de l'infection à *Campylobacter jejuni* chez la volaille : une revue. *Aviaire. Pathol.* 1992 ; 21 : 189-213. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
29. Buhr RJ, Berrang ME, Cason JA Peau de poitrine : récupération bactérienne de la peau de poitrine de carcasses de poulets de chair génétiquement emplumées et sans plumes immédiatement après l'échaudage et le ramassage. *Poule. Sci.* 2003 ; 82 (10) : 1641-1647. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]

30. Jacobs-Rietsma W. *Campylobacter* dans l'approvisionnement alimentaire. Dans : Nachamkin I, Blaser MJ, éditeurs. *Campylobactérie*. 2e éd. Washington, DC : Société américaine de presse de microbiologie ; 2000. p. 467-482. [ [Google Scholar](#) ]
31. Sanchez MX, Fluckey WM, Brashears MM, McKee SR Profil microbien et sensibilité aux antibiotiques de *Campylobacter* spp. et *Salmonella* spp. chez les poulets de chair transformés dans des environnements refroidis à l'air et par immersion. *J. Protection des aliments*. 2002 ; 65 : 948-956. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
32. Franchin PR, Ogliar PJ, Batista CRV Fréquence des *Campylobacter* thermophiles chez les poulets de chair lors de la transformation industrielle dans le sud du Brésil. *Poule. Sci.* 2007 ; 48 : 127-132. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
33. Berrang ME, Buhr RJ, Cason JA, Dickens JA Conséquences microbiologiques de l'enlèvement de la peau avant l'éviscération des carcasses de poulets de chair. *Poule. Sci.* 2002 ; 81 : 134-138. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
34. Gruntar I, Biasizzo M, Kušar D, Pate M, Ocepek M. Contamination par *Campylobacter jejuni* des carcasses de poulets de chair : dynamique des populations et profils génétiques au niveau des abattoirs. *Microbiol alimentaire*. 2015 ; 50 : 97-101. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
35. Sierra-Arguello YM, Perdoncini G, Morgan RB, Salle CTP, Moraes HLS, Gomes MJP, Nascimento VP Résistance aux fluoroquinolone et aux macrolides chez *Campylobacter jejuni* isolé dans des abattoirs de poulets de chair du sud du Brésil. *Pathol aviaire*. 2016 ; 45 (1):66-72. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
36. Noormohamed A, Fakhr MK Prévalence et sensibilité aux antimicrobiens de *Campylobacter* spp. dans la volaille de détail conventionnelle et biologique de l'Oklahoma. *Ouvrir. Microbiol. J.* 2014 ; 8 : 130-137. [ [Article gratuit PMC](#) ] [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]
37. El-Adawy H, Ahmed MF, Hotzel H, Tomaso H, Tenhagen BA, Hartung J, Neubauer H, Hafez HM Sensibilités aux antimicrobiens de *Campylobacter*

*jejuni* et *Campylobacter coli* récupérées dans des élevages de dindes biologiques en Allemagne. *Poule. Sci.* 2014 ; 94 (11):2831-2837. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]

38. MADRP-DSV. Ministère de l'Agriculture, du Développement rural et de la Pêche-Département des Services Vétérinaires. Autorisation et contrôle des médicaments à usage vétérinaire. Décision NO. 644. 2006 : 1-6. [ [Google Scholar](#) ]

39. Nayak R, Stewart T, Nawaz M, Cerniglia C. Sensibilité aux antimicrobiens *in vitro* , diversité génétique et prévalence du gène UDP-glucose 4-épimérase (galE) chez *Campylobacter coli* et *Campylobacter jejuni* provenant d'installations de production en Turquie. *Microbiol alimentaire.* 2006 ; 23 : 379-

392. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]

40. Mezali L, Hamdi TM Prévalence et résistance antimicrobienne des *Salmonella* isolées de la viande et des produits carnés à Alger (Algérie) *Foodborne Pathog. Dis.* 2012 ; 9 (6) : 522-529. [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]

41. D'lima CB, Miller WG, Mandrell RE, Wright SL, Siletzky RM, Carver DK, Kathariou S. Structure de la population clonale et génotypes spécifiques de *Campylobacter coli* multirésistant provenant de dindes. *Appl. Environ. Microbiol.* 2007 ; 73 : 2156-2164. [ [Article gratuit PMC](#) ] [ [PubMed](#) ] [ [Google Scholar](#) ]

42. Peyrat MB Étude de L'influence du Nettoyage et de la Désinfection et des Procédés D'abattage en Abattoir de Volailles sur le Niveau de Résistance Aux Antibiotiques des *Campylobacters* . *Thèses de Doctorat. Université de Rennes 1.* 2008 : 237. [ [Google Scholar](#) ]