

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA

RECHERCHE SCIENTIFIQUE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

ECOLE NATIONALE SUPERIEURE VETERINAIRE – ALGER

المدرسة الوطنية للبيطرة - الجزائر

MEMOIRE

EN VUE DE L'OBTENTION

DU DIPLOME DE MAGISTRE EN SCIENCES VETERINAIRES

Option : Contrôle Qualité et Analyses Alimentaires

Détection et étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches de *Campylobacter* thermotolérants isolées chez la dinde dans quelques élevages et établissements d'abattage avicoles situés dans la région d'Alger

Présenté par :

Dr. BOUHAMED Radia

Jury :

Président :	Dr. BOUKHORS K.T.	Maître de conférences classe A	ENSV
Promoteur :	Dr. HAMDI T.M.	Maître de conférences classe A	ENSV
Examineur :	Pr. NAIM M.	Professeur	HCA
Examineur :	Dr. CHAHED A.	Maître assistante classe A	ENSV
Examineur :	Dr. BENDEDOUCHE B.	Maître de conférences classe A	ENSV

Année universitaire : 2010-2011

REMERCIEMENTS

Je remercie en premier lieu **Docteur Boukhors** (Maître de conférences classe A à l'ENSV) de m'avoir fait l'honneur de présider ce jury. Hommages respectueux.

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude à mon promoteur **Docteur Hamdi** (Maître de conférences classe A à l'ENSV) qui a accepté d'encadrer ce modeste travail. Je le remercie davantage pour, sa disponibilité, sa bonté, sa gentillesse sans oublier sa patience et ses précieuses orientations qui m'ont été très utiles pour mener à bien mon mémoire. Hommages respectueux.

Ce travail n'aurait pu voir le jour sans la contribution aussi bien matérielle qu'humaine du **Docteur Naïm** (Professeur à l'HCA). Je le remercie pour la confiance qu'il m'a accordée en m'ouvrant toutes ses portes dès mon premier jour de stage à l'HCA, pour ses fructueux conseils et pour toute l'aide qu'il a pu m'apporter. Je ne saurais trouver les mots justes pour le remercier comme il se doit. Hommages respectueux.

Je remercie **Dr. Chahed** (Maître assistant classe A à l'ENSV) et **Dr. Bendeddouche** (Maître de conférences classe A à l'ENSV) qui ont accepté d'examiner mon travail. Avec tous les honneurs et la reconnaissance qu'ils méritent.

Je remercie également le Directeur, tous mes enseignants de la graduation et de la post-graduation ainsi que le personnel de l'ENSV principalement Louiza du laboratoire d'hygiène alimentaire et tout le personnel de la bibliothèque.

Je remercie toute personne ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail, en particulier :

- Tout le personnel du laboratoire de microbiologie de l'HCA surtout Dr. Bensarsa, Dr. Aggoun et Dr. Abdouni sans oublier tous les techniciens en particulier Naïma, Mme Younsi, Hamida, Mme Damir, Daouia, Samir, Rabah, Dahman, Moussa, Bilel, Djamel, M. Kiladj, Kamel, M. Laouas et tous les résidents que j'ai côtoyés spécialement Kahina, Nassima, Assia et Lynda.

- Pr. Ramdani, Dimed, Dr. Gousseem, Dr. Laouini, Dr. Baroudi, Mme Zenia, Dr. Henneb, Dr. Zerouki, Dr. Amara-Madi, Dr. Messai, Dr. Guechtouli, Dr. Reguem, M. Abdeli, M. Boubekeur, Dr. Lalouche, Dr. Madadi, Dr. Abdeli, Dr. Lamrani, Dr. Bouchek et Mme Izeboudjen.

- Tous mes amis.

- Enfin, je remercie toute ma famille qui n'a cessé de me soutenir, de m'encourager et qui a toujours été là pour moi. Vous êtes ma plus grande fierté. Merci d'exister.

DEDICACES

À mes chers parents.

À ma sœur Yasmine et mon frère Anis.

À toute ma famille.

LISTE DES ABRÉVIATIONS

- : négatif

%: pourcentage

± : plus ou moins

+ : positif

< : inférieur

> : supérieur

≤ : inférieur ou égal

≥ : supérieur ou égal

°C : degré Celsius

µg : microgramme

ACMSF: Advisory Committee on the Microbiological Safety of Food

ADN : acide désoxyribonucléique

AFLP : Amplified Fragment Length Polymorphism

AFSSA : Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments

APC : Assemblée Populaire Communale

ATB : Antibiotique

ATCC : American Type Culture Collection

a_w: activity of water (activité de l'eau)

BHIB : Brain Heart Infusion Broth

C.: *Campylobacter*

C: cytosine

CA-SMSF : Comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie

CDC : Centers of Disease Control

CO₂: dioxyde de carbone

DSV : Direction des Services Vétérinaires

E. coli : *Escherichia coli*

etc. : *et cetera desunt*

FAO : Food and Agriculture Organization

g : gramme

G : guanine

h: heure

H₂O : molécule d'eau

H₂O₂ : Peroxyde d'hydrogène

H₂S: sulfure d'hydrogène

HACCP : Hazard Analysis Critical Control Point

IC 95% : Intervalle de Confiance à 95%

IPA : Institut Pasteur D'Algérie

ISO: International Organization For Standardization (Organisation Internationale de Normalisation)

kg : Kilogramme

L : Litre

LPS : lipopolysaccharide

MADR : Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural

Mb : mégabase

ml : millilitre
MLST: Multilocus Sequence Typing
mm: millimètre
MMWR: Morbidity and Mortality Weekly Report
N° : Numéro
N₂: azote
NaCl: chlorure de sodium
NCTC : National Type Culture Collection
O₂: oxygène
OIE : Office International des Epizooties
OMS : Organisation Mondiale de la Santé
ORF: phase ouverte de lecture
PCR : Polymerase Chain Reaction (réaction de polymérisation en chaîne)
PFGE: Pulsed-Field Gel Electrophoresis
pH : potentiel Hydrogène
PHLN : Public Health Laboratory Network
PVP : PolyVinylPyrrolidone
RAPD: Random Amplified Polymorphic DNA
RFLP: Restriction Fragment Length Polymorphism
S. aureus : *Staphylococcus aureus*
sp. : espèce
spp. : espèces
TSI : Triple Sugar Iron
UI : Unité Internationale
UPTC: Urease-Positive Thermophilic *Campylobacter*
USA : United States of America
W: Wilaya
x : fois (signe de multiplication)
β : Béta
µm : micromètre

LISTE DES TABLEAUX

Page

Tableau 01 : Classification des <i>Campylobacter</i> thermotolérants.....	5
Tableau 02 : Tableau récapitulatif des conditions de croissance des <i>Campylobacter</i> thermotolérants.....	7
Tableau 03 : Caractéristiques phénotypiques des espèces du genre <i>Campylobacter</i> rencontrées chez l'homme.....	9
Tableau 04 : Exemples de la prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants dans les denrées alimentaires.....	20
Tableau 05 : Exemples d'épidémies à <i>Campylobacter</i> survenues dans certains pays.....	25
Tableau 06 : Campylobactérioses dans le monde.....	29
Tableau 07 : Caractéristiques des établissements d'abattage.....	36
Tableau 08 : Échantillonnage au niveau des élevages visités.....	38
Tableau 09 : Échantillonnage au niveau des établissements d'abattage visités.....	39
Tableau 10 : Principales caractéristiques des <i>Campylobacter</i> thermotolérants.....	47
Tableau 11 : Caractérisation phénotypique des <i>Campylobacter</i> thermotolérants.....	50
Tableau 12 : Valeurs critiques des diamètres pour <i>Campylobacter</i> spp.....	54
Tableau 13 : Différences entre les trois élevages.....	56
Tableau 14 : Remarques personnelles.....	58
Tableau 15 : Répartition des taux de contamination en fonction du type de prélèvement...	59
Tableau 16 : Répartition des taux de contamination en fonction des élevages.....	60
Tableau 17 : Répartition des taux de contamination en fonction du type de prélèvement et de l'établissement d'abattage.....	62
Tableau 18 : Taux de sensibilité aux antibiotiques des 128 souches isolées à partir d'établissements d'abattage.....	65
Tableau 19 : Répartition des taux de résistance aux antibiotiques en fonction de la nature des prélèvements.....	66
Tableau 20 : Répartition des taux de résistance aux antibiotiques en fonction de l'établissement d'abattage.....	68
Tableau 21 : Taux de multirésistance aux antibiotiques des 128 isolats testés.....	69
Tableau 22 : Profils de résistance aux antibiotiques des 128 isolats testés.....	69
Tableau 23 : Matériel de laboratoire.....	100
Tableau 24 : Extrait du tableau de lecture de la galerie API Campy.....	106
Tableau 25 : Résultat de la détection des <i>Campylobacter</i> thermotolérants dans les élevages.....	107
Tableau 26 : Résultat de la détection des <i>Campylobacter</i> thermotolérants dans les contenus caecaux.....	108
Tableau 27 : Résultat de la détection des <i>Campylobacter</i> thermotolérants dans les peaux de cou.....	109
Tableau 28 : Résultat de l'identification de l'espèce à l'aide d'une galerie classique pour les souches isolées à partir des contenus caecaux.....	110
Tableau 29 : Résultat de l'identification des espèces à l'aide d'une galerie classique pour les souches isolées à partir des peaux du cou.....	112
Tableau 30 : Résultat de l'identification de l'espèce à l'aide de la galerie API Campy pour les souches isolées à partir des fientes.....	113
Tableau 31 : Résultat de l'identification de l'espèce à l'aide de la galerie API Campy pour les souches isolées à partir des peaux de cou.....	114
Tableau 32 : Résultat de l'étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées à partir des contenus caecaux.....	115
Tableau 33 : Résultat de l'étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées à partir des peaux de cou.....	117

LISTE DES FIGURES

Page

Figure 01 : Caractères morphologiques des <i>Campylobacter</i> (observation au microscope électronique).....	6
Figure 02 : Principaux mécanismes de résistance aux antibiotiques.....	14
Figure 03 : Diagramme simplifié des opérations d'abattage de volaille.....	18
Figure 04 : Modes de transmission des <i>Campylobacter</i> à l'homme.....	24
Figure 05 : Nombre de cas signalés par 100 000 habitants dus aux <i>Campylobacter jejuni/ coli</i>	26
Figure 06 : Colonisation du tube digestif.....	31
Figure 07 : Adhésion et pénétration dans les cellules intestinales.....	32
Figure 08 : Diagramme générale des méthodes de laboratoire utilisées.....	41
Figure 09 : Colonies caractéristiques de <i>Campylobacter</i> sur gélose Campyloset.....	43
Figure 10 : Colonies caractéristiques de <i>Campylobacter</i> sur gélose Butzler.....	43
Figure 11 : Principales caractéristiques des <i>Campylobacter</i> thermotolérants.....	47
Figure 12 : Caractérisation phénotypique des souches de <i>Campylobacter</i> thermotolérants.....	50
Figure 13 : Aspect de <i>C. coli</i> sur galerie API Campy.....	52
Figure 14 : Aspect de <i>C. jejuni</i> sur galerie API Campy.....	52
Figure 15 : Exemple de catégories de classification des souches de <i>Campylobacter</i>	54
Figure 16 : Répartition des taux de contamination en fonction du type de prélèvement....	59
Figure 17 : Répartition des taux de contamination en fonction des élevages.....	60
Figure 18 : Répartition des taux de contamination en fonction du type de prélèvement et de l'établissement d'abattage.....	62
Figure 19 : Répartition des 213 souches de <i>Campylobacter</i> spp. (<i>C. jejuni</i> , <i>C. coli</i> ou <i>C. lari</i>).....	63
Figure 20 : Taux de contamination des différents types de prélèvement par les <i>Campylobacter</i> spp.....	64
Figure 21 : Taux de contamination des fientes par <i>C. jejuni</i> et <i>C. coli</i>	64
Figure 22 : Taux de contamination des peaux de cou par <i>C. jejuni</i> et <i>C. coli</i>	64
Figure 23 : Taux de sensibilité aux antibiotiques des 128 souches isolées à partir établissements d'abattage.....	65
Figure 24 : Répartition des taux de résistance aux antibiotiques en fonction de la nature des prélèvements.....	67
Figure 25 : Répartition des taux de résistance aux antibiotiques en fonction de l'établissement d'abattage.....	68
Figure 26 : Taux de multirésistance aux antibiotiques des 128 isolats testés.....	69
Figure 27 : Profils de résistance aux antibiotiques des 128 isolats testés.....	70
Figure 28 : Matériel de laboratoire.....	101

RÉSUMÉ

Les objectifs de notre travail étaient: **(i)** d'estimer la prévalence des *Campylobacter* thermotolérants (CTT) dans quelques élevages et établissements d'abattage de dindes de la région centre de l'Algérie (Alger, Bouira et Boumerdès), **(ii)** de caractériser phénotypiquement les souches isolées et **(iii)** d'étudier la sensibilité aux antibiotiques de ces souches avec détermination de leurs profils de résistance aux antibiotiques. 300 prélèvements ont été effectués au niveau de 3 fermes (fientes) et 3 établissements d'abattage avicoles (peaux du cou et caecums). Après préparation de l'échantillon à tester, un isolement des CTT a été réalisé sur de la gélose Campyloset (fientes) ou Butzler (caecums et peaux du cou) (OMS, 2003). Toutes les colonies suspectes ont été confirmées (OIE, 2005) et les souches isolées à partir des établissements d'abattage ont fait l'objet d'une caractérisation phénotypique à l'aide de galeries classiques (ISO 10272, 1995) et de galeries API Campy puis une étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées a été réalisée par la méthode de diffusion en milieu gélosé. Les antibiotiques testés étaient : l'ampicilline (AM), la gentamicine (GM), l'érythromycine (E), la ciprofloxacine (CIP), la tétracycline (TE), le chloramphénicol (C) et l'acide nalidixique (NA) selon les recommandations de la CA-SFM (2007) (Anonyme, 2008).

Les résultats obtenus ont montré que le taux de contamination des contenus caecaux était de loin le plus élevé (90,0%) ; suivi par celui des fientes (68,0%) puis des peaux de cou (55,0%). L'étude de la sensibilité aux antibiotiques a révélé que les souches testées étaient résistantes à l'acide nalidixique (87,5%), à la tétracycline (81,3%), à la ciprofloxacine (75,0%), à l'ampicilline (65,6%) et à l'érythromycine (25,0%). Tous les isolats étaient toutefois sensibles à la gentamicine et au chloramphénicol. 81,2% des souches isolées étaient multirésistantes et 20 profils de résistance différents ont été notés; le profil le plus commun étant AM-NA-CIP-TE (55/128).

Grâce à ce présent travail, qui pourra constituer un point de repère pour des études ultérieures, nous constatons que la situation est inquiétante pour l'hygiène alimentaire.

Mots clés : dinde, *Campylobacter* thermotolérants, antibiorésistance, fientes, peaux du cou, caecums.

ABSTRACT

Our objectives were: **(i)** to estimate the prevalence of the thermotolerant *Campylobacter* (TTC) in some farms and turkeys slaughterhouses located in the middle area of Algeria (Algiers, Boumerdes and Bouira), **(ii)** to phenotypically characterize the isolated strains and **(iii)** to study the antimicrobial susceptibility of these strains with the determination of their resistance profiles to the antibiotics. 300 samples were collected in 3 farms (fresh feces) and 3 poultry slaughterhouses (neck skins and caecums). After preparation of the tested samples, an isolation of the TTC was realized onto Campyloset (fresh feces) or Butzler agars (caecums and neck skins) (OMS, 2003). All the suspected colonies were confirmed (OIE, 2005) and the isolated strains from slaughterhouses were phenotypically characterized by classic galleries (ISO 10272, 1995) and API Campy galleries. Then, a study of the antimicrobial susceptibility of the isolated strains was realized by the disk diffusion method. The tested antibiotics were: ampicillin (AM), gentamicin (GM), erythromycin (E), ciprofloxacin (CIP), tetracycline (TE), chloramphenicol (C) and nalidixic acid (NA) according to the recommendations of the CA-SFM (2007) (Anonymous, 2008).

The results obtained showed that the highest overall contamination rate was recorded among caecal contents samples (90.0%), followed by feces (68.0%) and neck skins (55.0%). Resistance to antibiotics was noticed for nalidixic acid (87.5%), tetracycline (81.3%), ciprofloxacin (75.0%), ampicillin (65.6%) and erythromycin (25.0%). Nevertheless, all the strains were susceptible to chloramphenicol and gentamicin. Furthermore, 81.2% of the isolates were multiresistant and 20 different resistance profiles were observed; the most common resistance profile was observed 55 times (43.0%) and was to ampicillin, nalidixic acid, ciprofloxacin and tetracycline.

Thanks to this current work, which may be constitute a point of reference for the subsequent studies, we notice that the situation is worrying for the alimentary hygiene.

Key words: turkey, thermotolerant *Campylobacter*, antimicrobial resistance, fresh feces, neck skins, caecums.

المخلص

يهدف عملنا إلى : (أ) تقييم نسبة الكامبيلوباكتير المقاوم للحرارة في بعض مزارع و مذابح الدجاج الرومي لمنطقة وسط الجزائر (الجزائر العاصمة و البويرة و بومرداس)، (ب) توصيف النمط الظاهري للسلاطات المعزولة و (ج) دراسة مظاهر المقاومة للمضادات الحيوية للكامبيلوباكتير المقاوم للحرارة مع تحديد مظاهر مقاومة المضادات الحيوية. لتحقيق هذه الدراسة، تم أخذ 300 عينة من 3 مزارع (ذرق الطيور) و من 3 مذابح (جلد الرقبة و المعى الأعور). بعد تحضير عينة الاختبار، تم إجراء عزل الكامبيلوباكتير المقاوم للحرارة القيام بالبحث عن الكامبيلوباكتير المقاوم للحرارة على أغار كامبيلوسال (ذرق الطيور) أو بتزليل (جلد الرقبة و المعى الأعور) (OMS,2003). تم تأكيد كل المستعمرات البكتيرية (OIE, 2005) و توصيف النمط الظاهري للسلاطات المعزولة من المذابح باستخدام المعارض الكلاسيكية (ISO 10272,1995) و المعارض API CAMPY و إجراء اختبارات التحسس الجرثومي بالمضادات الحيوية استعانة بطريقة الانتشار على الغراء (طريقة الأقراص) للعينات المأخوذة من المذابح فحسب. المضادات الحيوية المختبرة هي: الأمبليسين (AM) و الجنتاميسين (GM) و الإريترومييسين (E) و السيبروفلوكساسين (CIP) و التيتراسيكلين (TE) و الكلورامفينيكول (C) و حمض الناليديكسيك (NA) حسب توصيات (2007) CA-SFM (Anonyme,2008).

بينت النتائج المتحصل عليها أن الكامبيلوباكتير المقاوم للحرارة قد عزل من الأذراق بنسبة (90,0%) و من المعى الأعور بنسبة (68,0%) و من جلود الرقبة بنسبة (55,0%). ومن جهة أخرى، كشفت دراسة مقاومة هذه الجراثيم تجاه الصادات الحيوية أن الدراري المحللة كانت مقاومة ل : حمض الناليديكسيك (87,5%) و التيتراسيكلين (81,3%) و السيبروفلوكساسين (75,0%) و الأمبليسين (65,6%) و الإريترومييسين (25,0%). بيد أن كل العينات كانت مقاومة للجنتاميسين و الكلورامفينيكول و 81,2% من الدراري المعزولة كانت متعددة المقاومة. كما لوحظت 20 مظاهر مقاومة مختلفة و كان المظهر المتكرر من تركيبة AM-NA-CIP-TE (128/55).

بفضل هذا العمل، الذي يوشك أن يشكل معيارا للدراسات المستقبلية، نستنتج أن هذا الوضع مقلق للصحة الغذائية.

الكلمات المفتاحية : دجاج رومي، كامبيلوباكتير مقاوم للحرارة ، مقاومة المضادات الحيوية، ذرق الطيور، جلد الرقبة ، المعى الأعور.

TABLE DES MATIÈRES

INTRODUCTION.....	1
HISTORIQUE.....	2

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I: CARACTÈRES GÉNÉRAUX

I. TAXONOMIE.....	4
II. BACTÉRIOLOGIE.....	5
II.1. Caractères morphologiques.....	5
II.2. Caractères métaboliques.....	6
II.3. Caractères cultureux.....	6
II.4. Caractères biochimiques.....	8
II.5. Caractères antigéniques.....	10
II.6. Caractères génomiques.....	10
III. OUTILS DE DIAGNOSTIC.....	11
III.1. Milieux sélectifs.....	11
III.2. Méthodes d'isolement.....	11
III.3. Méthodes de typage.....	12
IV. SENSIBILITÉ AUX ANTIBIOTIQUES.....	13
IV.1. Types de résistance aux antibiotiques.....	13
IV.2. Mécanismes de résistance aux antibiotiques.....	14

CHAPITRE II: CAMPYLOBACTÉRIOSE

I. ÉPIDÉMIOLOGIE ENVIRONNEMENTALE ET ALIMENTAIRE.....	15
I.1. Réservoirs.....	15
I.2. Contamination des denrées alimentaires par <i>Campylobacter</i>	17
I.3. Viabilité des <i>Campylobacter</i> thermotolérants.....	21
II. ÉPIDÉMIOLOGIE HUMAINE.....	23
II.1. Transmission.....	23
II.2. Formes épidémiologiques.....	24
II.3. Incidence et données démographiques.....	25
II.4. Pathologie humaine.....	30
III. PRÉVENTION.....	34
III.1. Mesures de contrôle du réservoir animal.....	34
III.2. Prévention des contaminations.....	34

III.3. Elimination des <i>Campylobacter</i>	34
---	----

PARTIE EXPÉRIMENTALE

CHAPITRE I: MATÉRIELS ET MÉTHODES

OBJECTIFS	35
I. PRÉSENTATION DES ÉTABLISSEMENTS	35
I.1. Présentation des élevages.....	35
I.2. Présentation des établissements d'abattage.....	36
II. MATÉRIELS	37
II.1. Matériel biologique.....	37
II.2. Matériel de laboratoire.....	39
III. MÉTHODES	39
III.1. Méthodes de prélèvement.....	39
III.2. Méthodes de laboratoire.....	40
III.2.1. Détection des <i>Campylobacter</i> thermotolérants.....	41
III.2.2. Tests additionnels de confirmation (caractérisation phénotypique des souches de <i>Campylobacter</i> isolées).....	48
III.2.3. Étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées.....	52
III.2.4. Conservation des souches.....	55
III.3. Méthodes d'analyse statistique.....	55

CHAPITRE II: RÉSULTATS

I. FICHES D'ENQUÊTES	56
I.1. Au niveau des élevages.....	56
I.2. Au niveau des établissements d'abattage.....	57
II. DÉTECTION DES <i>CAMPYLOBACTER</i> THERMOTOLÉRANTS	59
II.1. Prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants dans l'ensemble des établissements.....	59
II.2. Prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants dans les élevages.....	60
II.3. Prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants dans les établissements d'abattage.....	61
III. CARACTÉRISATION PHÉNOTYPIQUE DES SOUCHES ISOLÉES	63
III.1. Identification des <i>Campylobacter</i> spp. à l'aide de galeries classiques.....	63
III.2. Identification des <i>Campylobacter</i> spp. à l'aide de galeries API Campy.....	63
IV. ÉTUDE DE LA SENSIBILITÉ AUX ANTIBIOTIQUES DES SOUCHES	

ISOLÉES	65
IV.1. Étude globale.....	65
IV.2. Taux de résistance aux antibiotiques.....	66
IV.3. Multirésistances et profils de résistance aux antibiotiques.....	68

CHAPITRE III: DISCUSSION

I. DÉTECTION DES <i>CAMPYLOBACTER</i> THERMOTOLÉRANTS	71
I.1. Prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants dans l'ensemble des établissements.....	71
I.2. Contamination des élevages par les <i>Campylobacter</i> thermotolérants	71
I.3. Contamination des établissements d'abattage par les <i>Campylobacter</i> thermotolérants.....	73
II. CARACTÉRISATION PHÉNOTYPIQUE DES SOUCHES ISOLÉES	77
II.1. Identification des <i>Campylobacter</i> spp. à l'aide de galeries classiques.....	77
II.2. Identification des <i>Campylobacter</i> spp. à l'aide de galeries API Campy.....	77
III. ÉTUDE DE LA SENSIBILITÉ AUX ANTIBIOTIQUES DES SOUCHES ISOLÉES	78
III.1. Étude globale.....	78
III.2. Taux de résistance aux antibiotiques.....	79
III.3. Multirésistances et profils de résistance aux antibiotiques.....	81
CONCLUSION	82
RECOMMANDATIONS	83
I. EN AMONT DES ÉTABLISSEMENTS D'ABATTAGE	83
II. AU NIVEAU DES ÉTABLISSEMENTS D'ABATTAGE	83
III. EN AMONT ET AU NIVEAU DES ÉTABLISSEMENTS D'ABATTAGE	83
IV. EN AVAL DES ÉTABLISSEMENTS D'ABATTAGE	84
V. AU NIVEAU RÉGLEMENTAIRE	84
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES	85
ANNEXES	96

En alimentation humaine, l'apport protéique est essentiellement apporté par les produits carnés comme les viandes de volaille (poulet de chair et dinde) qui sont de loin les plus consommées en Algérie, et ce pour des raisons économiques (MADR (Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural)/DSV (Direction des Services Vétérinaires), 2011). En plus de leur apport nutritionnel, les viandes blanches notamment les viandes de dinde sont connues pour leurs faibles teneurs en matières grasses (Brunel *et al.*, 2006) ; ce qui incite le consommateur à préférer ce type de denrées animales qu'il soit contraint ou pas (cholestérol, régime, etc.). Actuellement, il est utile de savoir qu'en Algérie, la consommation des viandes de volaille est estimée à 18-20 kg par an et par habitant dont environ 7 à 7,5 kg sont représentés par la dinde, et afin de répondre aux besoins sus-cités, les autorités algériennes encouragent l'augmentation des importations de poussins et de dindonneaux (MADR/DSV, 2011).

Cependant, les viandes n'ont pas que des bienfaits puisqu'elles sont souvent souillées par des agents pathogènes pouvant nuire à la santé du consommateur en étant à l'origine de toxico-infections alimentaires telles que la campylobactériose qui constitue, de nos jours, la principale maladie infectieuse d'origine alimentaire dans le monde (Bolla et Garnotel, 2008). Cette zoonose est occasionnée par des bacilles à Gram négatif incurvés ou spiralés microaérophiles dits *Campylobacter* thermotolérants qui sont généralement transmis à l'homme par l'ingestion de denrées alimentaires contaminées, entre autres les viandes de volaille ; puisque les oiseaux représentent le principal réservoir des campylobactéries (Dromigny, 2007). De même, il est important de noter que la résistance aux antibiotiques des souches appartenant à ce groupe est entrain d'émerger mondialement, et elle a même été reconnue par l'Organisation Mondiale de la Santé en tant que problème majeur de santé publique (FAO (Food and Agriculture Organization)/OMS (Organisation Mondiale de la Santé)/OIE (Office International des Epizooties), 2007). En effet, ces bactéries ont acquis au fil du temps des résistances à divers antibiotiques notamment aux fluoroquinolones ; principales molécules employées pour le traitement des infections à *Campylobacter* chez l'homme (Allos, 2009).

Le fait que ces bactéries posent un sérieux problème de santé publique nous a incités à la réalisation de cette présente étude qui est scindée en deux parties : une partie bibliographique et une partie expérimentale dont les principaux objectifs sont, d'une part, d'estimer la prévalence des *Campylobacter* thermotolérants chez l'espèce dinde dans quelques élevages et établissements d'abattage avicoles, et d'autre part, d'étudier la sensibilité aux antibiotiques des souches de *Campylobacter* isolées.

I. GÉNÉRALITÉS

Le genre *Campylobacter* serait la source de pathologies aussi bien humaines qu'animales depuis des décennies. En effet, en 1886, Théodore Escherich serait le premier à avoir découvert les *Campylobacter*. Il décrit la présence de bactéries spiralées dans les colons d'enfants morts qu'il nomme "*cholera infantum*" (Butzler, 2004). De plus, en 1919, les travaux de Smith et Taylor ont conduit à l'assignation d'une bactérie isolée à partir de produits d'avortement de bovins au genre *Vibrio*, et à sa dénomination de *Vibrio fetus* (Smith et Taylor, 1919). Par la suite, en 1931, une autre bactérie a également été assimilée au genre *Vibrio* par Jones et collaborateurs qui sont arrivés à l'isoler cette fois-ci à partir de selles de bovins puis de veaux diarrhéiques, ils la nomment *Vibrio jejuni* (Jones *et al.*, 1931). De même, en 1944, Doyle décrit un autre micro-organisme, agent de la dysenterie du porc, semblable à *Vibrio jejuni* qu'il baptise *Vibrio coli* (AFSSA (Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments), 2003). Toutefois, le premier rapport de campylobactériose humaine n'a été publié qu'en 1946 par Levy. Il dénote qu'une épidémie de gastro-entérites à *Vibrio jejuni* est survenue en 1938 aux USA suite à l'ingestion de lait par des prisonniers (Dromigny, 2007). Par ailleurs, en 1957, King remarque l'existence de deux types de *Vibrio* responsables de maladies entériques chez l'homme : le premier est *Vibrio fetus* dont la croissance se fait à 25°C et à 37°C, et non à 42°C et le second est représenté par un groupe de micro-organismes de nature thermophile qui eux, cultivent à 37°C et à 42°C mais ne prolifèrent pas à 25°C. Elle les nomme alors, "related *Vibrio*" et suppose que ces bactéries sont similaires à *Vibrio jejuni* et à *Vibrio coli* préalablement rapportées (Gobet, 1990). Ensuite, en 1972 et pour la toute première fois dans l'histoire, Dekeyser et Butzler sont non seulement arrivés à isoler avec succès, les *Campylobacter* à partir des fèces de l'homme mais ils ont également confirmé le travail de King (Dekeyser *et al.*, 1972). Dès lors, les *Campylobacter* ont été reconnus en tant que bactéries pathogènes pour l'homme et de nombreux travaux ont montré ultérieurement que les cas d'entérites à *Campylobacter* étaient répandus dans le monde entier (Butzler, 2004). En outre, dix ans après la création du genre *Campylobacter* (bâtonnet incurvé, en grec) par Sébald et Véron, Véron et Chatelain décident, en 1973, d'inclure d'autres espèces bactériennes à ce genre dont *Campylobacter jejuni* et *Campylobacter coli* (Véron et Chatelain, 1973). Il semble établi que l'incrimination de la dinde dans les toxi-infections alimentaires est apparue pour la première fois aux USA, en 1980 (Shandera *et al.*, 1992). Par ailleurs, des cas d'entérites à *Campylobacter* sont également survenues dans des pays en voie de développement tels que le Maroc et la Tunisie (Pönkä *et al.*, 1984 ; Boukadida *et al.*, 1994).

II. SITUATION EN ALGÉRIE

Des travaux concernant, entre autres, la détection des souches de *Campylobacter* spp. chez des sujets autres que la dinde, ont été réalisés en Algérie. D'après les rapports qui ont pu être consultés, il semble que l'isolement des *Campylobacter* thermotolérants ait débuté dans les années 80 :

- En 1984 : Guechi a publié un rapport indiquant que des souches de *C. jejuni* étaient isolées lors d'entérites chez l'homme (Guechi, 1984).
- En 1989 : Drioueche *et al.* ont également publié un travail révélant que des souches de *C. jejuni* étaient isolées lors d'épisodes diarrhéiques notamment chez les enfants, et que tous les isolats testés étaient sensibles à l'érythromycine (Drioueche *et al.*, 1989).
- En 1990 : Une étude publiée par Mégraud *et al.* a montré que les *Campylobacter* étaient isolés à partir de selles d'enfants de moins d'un an présentant de la diarrhée avec un taux de 17,7% dans le centre hospitalier Ibn Sina d'Oran (Mégraud *et al.*, 1990).
- En 1992 : Après avoir mené ses travaux au niveau de l'Hôpital Central de l'Armée aussi bien sur des prélèvements humains (selles) qu'alimentaires (peaux de poulets de chair), Cherrak a isolé les *Campylobacter* (*C. jejuni* et *C. coli*) à partir de 4,72% (11/233) des prélèvements de selles ; la prévalence de *C. jejuni* était de l'ordre de 72,73% (8/11) alors que celle de *C. coli* était de 27,27% (3/11). Par ailleurs, l'étude de la sensibilité aux antibiotiques a révélé que tous les isolats étaient sensibles à l'érythromycine, à la gentamicine, au chloramphénicol et à l'acide nalidixique. Cependant, 27,27% des souches étaient résistantes à l'ampicilline et 45,45% à la tétracycline. Sur les 100 prélèvements de peaux de volaille, uniquement l'espèce *C. jejuni* (44,0%) a été isolée (Cherrak, 1992).
- En 1992 : Mouffok et Lebres ont publié un rapport indiquant qu'ils ont isolé des souches de *Campylobacter* thermotolérants à partir des peaux (66%) et des fientes (12%) de poulet de chair mais pas à partir du lait cru (0%) (Mouffok et Lebres, 1992).
- En 2004 : Mouffok et Alamir ont publié un travail mentionnant que les *Campylobacter* thermotolérants ont été isolés à partir de selles d'adultes (0,2%) et d'enfants (0,4%) mais pas à partir de denrées alimentaires (0%) (Mouffok et Alamir, 2004).

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I :
CARACTERES GENERAUX

I. TAXONOMIE

Au fil des années, plusieurs changements ont été apportés à la taxonomie du genre *Campylobacter*, et ce depuis le 20^{ème} siècle.

Tout d'abord, dans l'édition du *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology* de 1984, les *Campylobacter* ont été séparés de la famille des *Spirillaceae* (Federighi *et al.*, 1998). Puis en 1991, les *Campylobacter* ont été assimilés dans une nouvelle superfamille de la classe des *Proteobacteria*. Il s'agit de la superfamille VI des bacilles à Gram-négatif (Vandamme *et al.*, 1991). De même, au cours de cette même année, Vandamme et De Ley ont décidé que les genres *Campylobacter* et *Arcobacter* appartenant à cette superfamille, devaient être mis dans une autre famille ; les *Campylobacteraceae* (Vandamme et De Ley, 1991). Il convient de noter qu'à côté de cette famille, on trouve également les trois familles des *Helicobacteraceae*, des *Nautiliaceae* et des *Hydrogenimonaceae* (Garrity *et al.*, 2004).

Jusqu'à présent, 21 espèces de *Campylobacter*, 10 sous-espèces ainsi que de nombreux biovars ont été décrits (Euzéby, 2010). Au sein du genre *Campylobacter*, ces espèces peuvent être classées en 3 groupes : le groupe thermotolérant, le groupe « fetus » et le groupe anaérobie (On, 2005). Toutefois, le groupe thermotolérant est incontestablement celui qui importe le plus en bactériologie alimentaire du fait de son incrimination considérable dans les toxi-infections alimentaires qui sont notamment causées par les espèces : *Campylobacter jejuni*, *Campylobacter coli*, *Campylobacter lari* et *Campylobacter upsaliensis* (Fitzgerald *et al.*, 2009).

Par ailleurs, il est admis que *C. jejuni* est essentiellement retrouvé chez la volaille, *C. coli* chez le porc, *C. upsaliensis* chez le chien et *C. lari* chez la mouette (Burucoa, 2007). Cependant, *C. jejuni* et *C. coli* sont les souches de *Campylobacter* les plus communément isolées chez les animaux porteurs de ces micro-organismes (OIE, 2008).

Selon la deuxième édition du *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology (Taxonomic Outline of the Prokaryotes)* de 2004, la classification des *Campylobacter* thermotolérants est la suivante (tableau 01) :

Tableau 01 : Classification des *Campylobacter* thermotolérants (Garrity *et al.*, 2004).

Domaine	<i>Bacteria</i>
Phylum XII	<i>Proteobacteria</i>
Classe	<i>Epsilonproteobacteria</i>
Ordre	<i>Campylobacterales</i>
Famille	<i>Campylobacteraceae</i>
Genre	<i>Campylobacter</i>
Espèces	<i>Campylobacter jejuni</i> (<i>C. jejuni</i>) <i>Campylobacter coli</i> (<i>C. coli</i>) <i>Campylobacter lari</i> (<i>C. lari</i>) <i>Campylobacter upsaliensis</i> (<i>C. upsaliensis</i>)

II. BACTÉRIOLOGIE

II.1. Caractères morphologiques

Le genre *Campylobacter* regroupe des bacilles à Gram-négatif, non sporulés, parfois capsulés et en forme de fins bâtonnets (0,2 à 0,5 µm de largeur et 0,5 à 8,0 µm de longueur) (Dromigny, 2007).

Par ailleurs, les *Campylobacter* sont pourvus d'un polymorphisme très marqué. Ils sont soit spiralés soit en forme de S, d'ailes de mouettes, de virgules ou de fossettes (Ng *et al.*, 1985).

Grâce à leur unique flagelle situé à l'un ou aux deux pôles de la cellule, ces bacilles sont dotés d'une grande mobilité très typique souvent comparée par les auteurs à un mouvement en "tire-bouchon" (Griffiths et Park, 1990).

Néanmoins, sur des cultures âgées, des configurations coccoïdes (1 µm de diamètre) impossibles à repiquer se manifestent ; elles évoquent probablement des formes de dégénérescence (Dromigny, 2007).

Les différents caractères morphologiques des *Campylobacter* sont illustrés dans la figure 01.

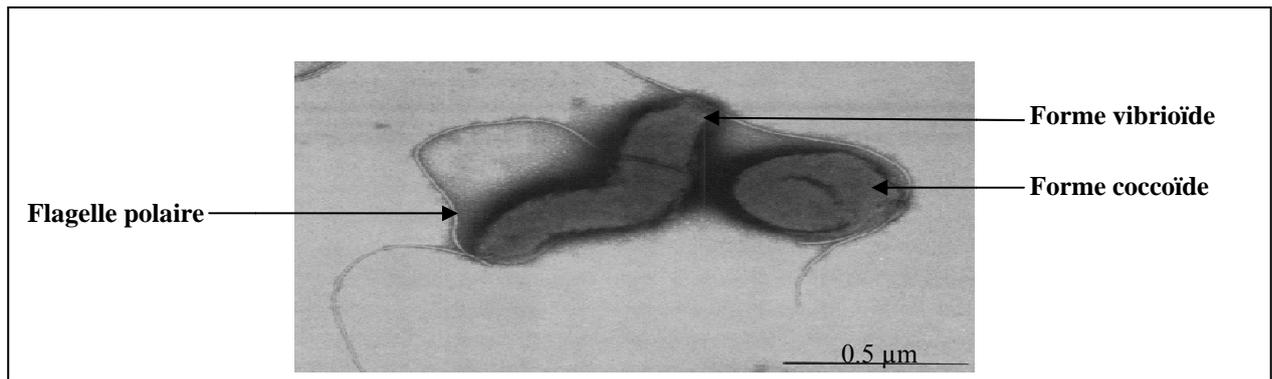


Figure 01 : Caractères morphologiques des *Campylobacter* (observation au microscope électronique) (Ng *et al.*, 1985).

II.2. Caractères métaboliques

Les *Campylobacter* ont un métabolisme oxydatif strict et sont chémoorganotrophes (Penner, 1988). De ce fait, leurs substrats pourvoyeurs d'énergie sont représentés par les acides aminés tels que le glutamate et l'aspartate mais aussi par les acides organiques à l'instar du pyruvate et de l'acétate (Gobet, 1990).

II.3. Caractères cultureux

II.3.1. Température

La température de croissance des espèces bactériennes du genre *Campylobacter* suscitant l'intérêt en hygiène des denrées alimentaires se situe entre 30 et 45 °C.

On constate qu'elles peuvent être non seulement mésophiles, tel est le cas pour l'ensemble des *Campylobacter*, mais aussi thermotolérantes. Toutefois, une température de 42°C s'avère propice à leur développement (Sulaeman *et al.*, 2008).

II.3.2. Atmosphère

Les espèces bactériennes appartenant au genre *Campylobacter* responsables de toxi-infections alimentaires ne peuvent croître qu'en atmosphère microaérophile, de préférence capnophile (Federighi *et al.*, 2005).

Pour cultiver ces micro-organismes, plusieurs mélanges gazeux ont été mis au point afin de leur conférer des conditions atmosphériques optimales. L'un des mélanges les plus couramment employé est constitué de 5% d'O₂ (oxygène), de 10% de CO₂ (dioxyde de carbone) et de 85% d'N₂ (azote) (Fitzgerald *et al.*, 2009).

II.3.3. pH (potentiel Hydrogen)

La zone optimale de pH pour les *Campylobacter* se situe entre 6,5 et 7,5. Cependant, la majorité des souches peuvent croître à un pH allant de 6 à 8 (Federighi *et al.*, 2005) mais elles sont incapables de proliférer si le pH est inférieur à 4,9 ou bien supérieur à 9,0 (Sulaeman *et al.*, 2008).

II.3.4. NaCl (chlorure de sodium)

Une teneur en NaCl de 0,5% dans le milieu est conseillée afin de cultiver les *Campylobacter*. Par contre, des concentrations dépassant les 1,5% ont tendance à empêcher leur développement (Sulaeman *et al.*, 2008).

II.3.5. A_w (Activity of water)

Une a_w de 0,997 est idéale à la croissance des *Campylobacter*. En revanche, cette prolifération se trouve inhibée si l'a_w est inférieure à 0,987 (Federighi *et al.*, 2005).

Tous les caractères culturels susdits sont répertoriés dans le tableau 02.

Tableau 02 : Tableau récapitulatif des conditions de croissance des *Campylobacter* thermotolérants (Sulaeman *et al.*, 2005).

	Optimum de croissance	Inhibition de croissance
Température	40 - 42°C	< 30°C - > 45°C
O₂	3-5 %	0 - 15 à 19%
CO₂	10%	/
pH	6,5 - 7,5	< 4,9 - > 9,0
NaCl	0,5%	> 2 %
a_w	0,997	< 0,987

II.3.6. Aspect des cultures

Suite à une durée d'incubation de 48 heures en moyenne, à 37°C ou à 42°C, on obtient des cultures de *Campylobacter* dont l'aspect varie en fonction des milieux en question (Dromigny, 1997).

II.3.6.1. Culture en bouillon

En bouillon, la culture se situe juste en dessous de la surface, à savoir : dans la zone de microaérophilie. Elle est représentée par un trouble peu intense, plus accentué à la partie supérieure du tube (Sulaeman *et al.*, 2008). Par ailleurs, en bouillon semi-gélosé, la croissance des bactéries apparaît à quelques centimètres en dessous de la surface et elle se manifeste dans une zone cylindrique de 4 à 10 mm de hauteur (Federighi *et al.*, 1998).

II.3.6.2. Culture sur milieu solide

Sur milieu solide, les colonies sont généralement sphériques, bombées, à bordure régulière, de petite taille (1 à 2 mm de diamètre), lisses et luisantes, ou bien étalées, plates et grisâtres évoquant des « taches de bougie ». Parfois, elles se présentent sous forme de colonies granuleuses, transparentes et à contour irrégulier (Federighi *et al.*, 2005).

II.4. Caractères biochimiques

II.4.1. Identification des *Campylobacter* thermotolérants

L'ensemble des *Campylobacter* thermotolérants est doté d'une oxydase. Cependant, ils se trouvent non seulement dans l'incapacité de fermenter ou d'acidifier les sucres mais en outre, ils ne peuvent pas croître à 25°C, hydrolyser la gélatine et produire des pigments (Dromigny, 1997).

II.4.2. Identification des espèces de *Campylobacter* thermotolérants

Afin de différencier les espèces de *Campylobacter* thermotolérants, des tests complémentaires se révèlent nécessaires. Bien qu'ils soient peu nombreux, on peut citer :

- La recherche de la catalase, de l'uréase, de l'hippuricase et de l'indoxyl acétate estérase ;
- La recherche de la production d'H₂S (sulfure d'hydrogène) ;
- La recherche de la sensibilité à la céfalotine et à l'acide nalidixique.

Toutefois, la sensibilité à l'acide nalidixique ne donne pas de résultats assez concluants en raison de l'apparition de souches de *C. jejuni* et de *C. coli* qui se montrent de plus en plus résistantes à cet antibiotique (Mégraud, 2007).

Le tableau 03 dénote les caractères phénotypiques des principaux *Campylobacter* spp.

Tableau 03 : Caractéristiques phénotypiques des espèces du genre *Campylobacter* rencontrées chez l'homme (Mégraud, 2007).

Groupes	Développement			Cat	Ind Acet	Ure	Hip	Nali	Céf	Nit	H ₂ S (TSI)
	Air	25°C	42°C								
Thermophile											
<i>C. jejuni</i> spp. <i>jejuni</i>	-	-	+	+	+	-	+	S**	R	+	-
<i>C. jejuni</i> spp. <i>doylei</i>	-	-	-	+f/-	v	-	+	S	S	-	-
<i>C. coli</i>	-	-	+	+	+	-	-	S**	R	+	+f
<i>C. lari</i>	-	-	+	+	-	-	-	R	R	+	-
<i>C. lari</i> biovar UPTC	-	-	+	+	-	+	-	S	R	+	-
<i>C. upsaliensis</i>	-	-	+	+f/-	+	-	-	S	S	+	-
« fetus »											
<i>C. fetus</i>	-	+	v	+	-	-	-	R	S	+	-
<i>C. hyointestinalis</i>	-	v	v	+	-	-	-	R	S	+	+
Anaérobie											
<i>C. sputorum</i>	-	-	+	-	-	-	-	R	S	+	+
<i>C. mucosalis</i>	-	+	+	-	-	-	-	R	S	+	+
<i>C. concisus</i>	-	-	+	-	-	-	-	R	R	+	+
<i>C. rectus</i> *	-	-	+	-	+	-	-	S	nf	+	+
<i>C. curvus</i> *	-	-	+	-	+	-	-	S	nf	+	+

UPTC : Urease-Positive Thermophilic *Campylobacter*, * : oxydase négative, ** : quelques souches sont résistantes, f : faible, v : variable, R : résistant, S : sensible, nf : non fait, Cat : catalase, Ind Acet : indoxyl acétate estérase, Ure : uréase, Hip : Hippuricase, Nali : acide nalidixique, Céf : céfalotine, Nit : nitrate réductase, H₂S en milieu TSI.

II.5. Caractères antigéniques

II.5.1. Antigènes thermolabiles

Selon Dromigny (2007), les antigènes thermolabiles sont représentés par :

- Les antigènes protéiques de la membrane externe (protéine majeure de la membrane externe) ;
- Les antigènes protéiques flagellaires.

II.5.2. Antigènes thermostables

Selon Dromigny (2007), les antigènes thermostables sont représentés par :

- Les antigènes somatiques de nature lipopolysaccharidique (LPS) ;
- Les antigènes protéiques de la membrane externe ;
- Les antigènes protéiques flagellaires.

II.6. Caractères génomiques

Les *Campylobacter* ont un G+C% de 28 à 46%. En outre, dans le genre *Campylobacter*, l'homologie génotypique est souvent de moins de 10 à 30% (Mégraud, 2007).

En février 2000, Parkhill et collaborateurs ont réalisé pour la première fois le séquençage du génome de la souche *Campylobacter jejuni* NCTC (National Type Culture Collection) 11168. Cette espèce a un pourcentage de G+C de 30,6% et elle est munie d'un chromosome circulaire de 1,64 Mb (Parkhill *et al.*, 2000).

De surcroît, *C. jejuni* possède de remarquables capacités de réarrangements intra-génomiques et de transferts horizontaux d'ADN (acide désoxyribonucléique) (Sulaeman *et al.*, 2008).

III. OUTILS DE DIAGNOSTIC

III.1. Milieux sélectifs

Une panoplie de milieux sélectifs permettant de cultiver les *Campylobacter* spp. sont présents dans le commerce. Néanmoins, on distingue deux entités majeures : les milieux à base de sang et les milieux à base de charbon (Karmali *et al.*, 1986). Qu'ils soient en bouillon ou en gélose, ces milieux sont additionnés de multiples antibiotiques qui visent à inhiber la flore saprophyte, d'une part, et qui jouent un rôle prépondérant dans le caractère sélectif du milieu, d'autre part (OIE, 2005).

III.2. Méthodes d'isolement

Des procédés d'isolement direct et indirect en vue de la recherche des *Campylobacter* ont été rapportés par divers auteurs. Cela concerne aussi bien les matières fécales que les denrées alimentaires (OIE, 2005).

III.2.1. Isolement direct

III.2.1.1. Isolement direct sur milieu non sélectif

L'isolement direct sur milieu non sélectif fut, tout d'abord, établi à partir d'excréments (Dekeyser *et al.*, 1972).

Toujours employée au 21^{ème} siècle, cette méthode consiste à permettre uniquement le passage des *Campylobacter* sur un milieu non sélectif à travers une membrane filtrante dont les pores ont un diamètre de 0,45 ou 0,65 μm (OIE, 2008).

III.2.1.2. Isolement direct sur milieu sélectif

Etant donné que la technique de filtration était considérée comme étant longue et fastidieuse, l'apparition de milieux sélectifs, vers la fin des années 70 (Skirrow, 1977) et le début des années 80 (Bolton et Robertson, 1982), a permis d'améliorer davantage la recherche des *Campylobacter*.

L'isolement direct sur milieu sélectif intéresse, principalement, les prélèvements de matières fécales d'origine humaine et animale (Peyrat, 2008).

III.2.2. Isolement indirect

L'isolement indirect ou l'isolement après enrichissement sur milieu sélectif s'effectue aussi bien pour les excréments que pour les aliments. Cependant, il est préconisé pour la détection des *Campylobacter* à partir des denrées alimentaires puisqu'ils sont souvent en faible nombre dans ce genre de prélèvement (Moore *et al.*, 2005).

Il est à noter qu'il existe une norme internationale ISO (International Organization For Standardization) 10272 relative à la recherche des *Campylobacter* thermotolérants dans les aliments destinés à la consommation humaine (OIE, 2008).

III.3. Méthodes de typage

III.3.1. Sérotypie

D'après Dromigny (2007), le sérotypage des *Campylobacter* s'opère à l'aide des techniques suivantes :

- L'hémagglutination passive pour les antigènes thermostables ;
- L'agglutination sur lame pour les antigènes thermolabiles ;
- L'immunofluorescence directe pour les antigènes thermostables et thermolabiles.

III.3.2. Lysotypie

Il existe actuellement, 20 bactériophages qui sont employés pour le lysotypage des espèces *C. jejuni* et *C. coli* (Dromigny, 2007).

III.3.3. Biologie moléculaire

Les méthodes de biologie moléculaire ont un rôle primordial dans la définition du pouvoir pathogène des souches présentes dans les différents types de prélèvements (Moore *et al.*, 2005).

Ces méthodes sont entre autres représentées par :

- La PCR (Polymerase Chain Reaction) (PCR-RFLP (Restriction Fragment Length Polymorphism), RAPD (Random Amplified Polymorphic DNA) et AFLP (Amplified Fragment Length Polymorphism) ;
- La PFGE (Pulsed-Field Gel Electrophoresis) ;
- Le ribotypage ;
- La MLST (Multilocus Sequence Typing) (Dromigny, 2007).

IV. SENSIBILITÉ AUX ANTIBIOTIQUES

IV.1. Types de résistance aux antibiotiques

IV.1.1. Résistance intrinsèque

On parle de résistance intrinsèque lorsque la totalité des bactéries appartenant à un même genre ou à une même espèce sont naturellement résistantes à un antibiotique donné (Nauciel et Vildé, 2005).

Selon Mégraud (2007), les *Campylobacter* thermotolérants expriment une résistance intrinsèque envers les antibiotiques subséquents :

- Vancomycine ;
- Bacitracine ;
- Novobiocine ;
- Glycopeptides ;
- Triméthoprim.

Par ailleurs, *C. jejuni* ainsi que *C. coli* sont en plus naturellement résistants à la céfalotine et à la rifampicine (Peyrat, 2008).

IV.1.2. Résistance acquise

La résistance acquise à l'égard de certains antibiotiques, se manifeste chez les bactéries qui acquièrent de nouveaux mécanismes de résistance soit par mutation chromosomique soit par acquisition d'un matériel génétique extra-chromosomique (Peyrat, 2008).

IV.2. Mécanismes de résistance aux antibiotiques

Selon Peyrat (2008), il est établi que les mécanismes de résistance aux antibiotiques chez les *Campylobacter* sont principalement représentés par :

- La synthèse d'enzymes engendrant l'inactivation des antibiotiques (β -Lactamines) ;
- La modification de la cible des antibiotiques (quinolones, macrolides, tétracyclines) ;
- La diminution de la perméabilité membranaire aux antibiotiques (β -Lactamines, quinolones).

Cependant, aucune résistance n'a été décrite pour les nitrofuranes et les sels de bismuth (Mégraud, 2007).

Les principaux mécanismes de résistance aux antibiotiques sont notés dans la figure 02.

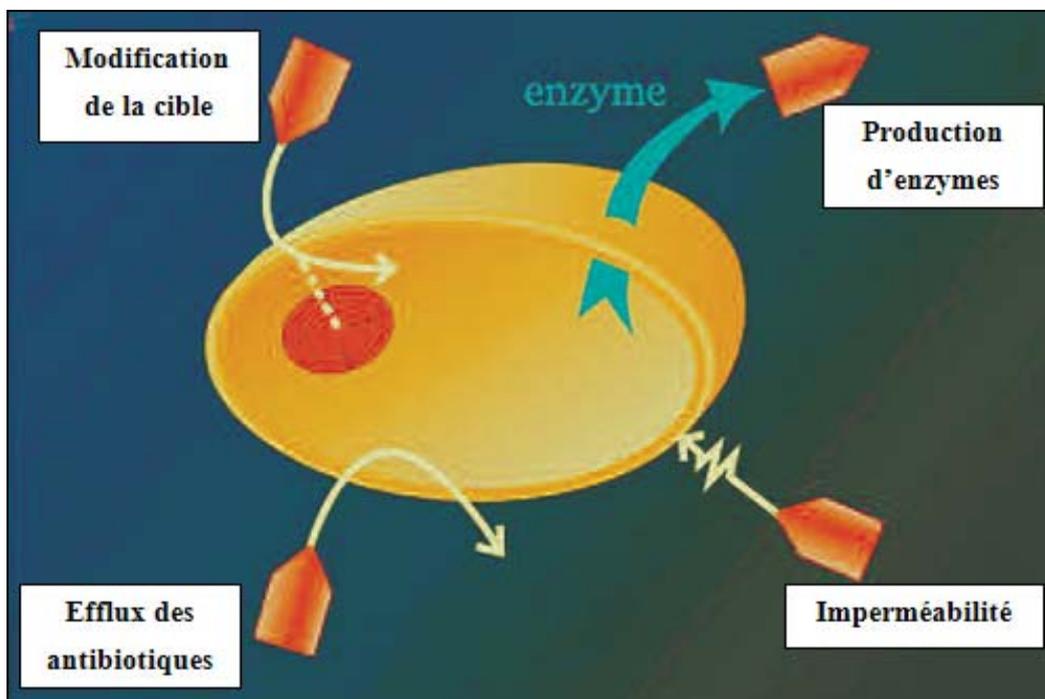


Figure 02 : Principaux mécanismes de résistance aux antibiotiques (Courvalin, 2008).

CHAPITRE II :
CAMPYLOBACTERIOSE

I. ÉPIDÉMIOLOGIE ENVIRONNEMENTALE ET ALIMENTAIRE**I.1. Réservoirs**

A ce jour, trois types de réservoirs sont connus pour les *Campylobacter* ; le réservoir animal, le réservoir humain et le réservoir hydro-tellurique. Toutefois, le réservoir animal, notamment la volaille, est de loin le principal réservoir de *Campylobacter* (Federighi *et al.*, 2005).

I.1.1. Réservoir animal**I.1.1.1. Portage sain****I.1.1.1.1. Animaux autres que la volaille**

Les mammifères destinés à la consommation humaine hébergeant les *Campylobacter* sont par ordre de fréquence : les bovins (0 à 80%) et les ovins (20%) (Moore *et al.*, 2005). Il est à noter qu'hormis les animaux de rente, les *Campylobacter* sont également isolés chez les chiens et les chats de même que les rongeurs (Shane *et al.*, 2003) et les insectes (Altekruse *et al.*, 1999).

I.1.1.1.2. Volaille**❖ Incidence du portage digestif**

La prévalence des campylobactéries est 8 à 20 fois plus élevée que celle des salmonelles au niveau du tractus intestinal de la volaille (Burucoa, 2007). En outre, bien que le poulet soit connu pour être le porteur le plus important de *Campylobacter*, la dinde est également considérée comme un hôte substantiel de cet entéropathogène (Corry et Atabay, 2001).

Par ailleurs, chez la volaille en général et la dinde en particulier, les sujets naissent indemnes de campylobactéries. La colonisation intestinale semble débiter à l'âge de 7 jours pour atteindre la totalité (100%) des sujets présents dans le même bâtiment d'élevage entre l'âge de 14 et 21 jours (Wallace *et al.*, 1998).

❖ Origine du portage digestif

La colonisation du tractus digestif de la volaille par les *Campylobacter* s'effectue au niveau des élevages et elle a principalement pour origine : les vecteurs non animés, la présence d'autres animaux, l'habitat, l'eau et dans une moindre mesure l'aliment.

➤ Aliment

L'aliment destiné aux volailles étant sec, il semble ne pas constituer une source de contamination pour *Campylobacter* (Keener *et al.*, 2004) sauf s'il est déposé à l'extérieur du bâtiment en promiscuité des animaux sauvages (AFSSA, 2003).

➤ Vecteurs non animés

Les *Campylobacter* présents dans le sol aux alentours des élevages peuvent être transmis à la volaille qui se trouve à l'intérieur des bâtiments par le biais de vecteurs non animés tels que les bottes du personnel (Keener *et al.*, 2004).

➤ Autres animaux

En présence d'autres animaux domestiques, d'animaux sauvages de même que des insectes, l'environnement de l'élevage devient davantage contaminé par les *Campylobacter* ; ce qui augmente le risque de transmission de ces bactéries à la volaille (Humphrey *et al.*, 2007).

➤ Habitat

Les sources de transmission des *Campylobacter* peuvent être également représentées par la litière lorsqu'elle n'est pas sèche de même que l'air présent au sein des bâtiments (Peyrat, 2008).

➤ Eau

L'eau de boisson de même que les systèmes de distribution d'eau peuvent transmettre les *Campylobacter* à la volaille étant donné que ces bactéries peuvent survivre dans l'eau en formant des biofilms. En revanche, le taux de contamination se trouve diminué par la chloration de l'eau (Corry et Atabay, 2001).

I.1.1.2. Pathologies animales

Les *Campylobacter* thermotolérants sont peu pathogènes pour les hôtes qui les hébergent vu que ces derniers ne développent que rarement, voire pas du tout de signes cliniques de la maladie (OIE, 2008).

Parmi les pathologies décrites, nous citerons :

- Les hépatites et les entérites chez la volaille (Stephens *et al.*, 1998) ;
- Les entérites chez les veaux, les agneaux, les chiots et les chatons (Véron et Fauchère, 1989) ;
- Les mammites chez les bovins (Griffiths et Park, 1990) ;
- Les avortements chez les brebis et les chèvres (Joens, 2004).

I.1.2. Réservoir humain

Les porteurs sains humains constituent une source mineure d'infection à *Campylobacter*. Parmi les individus susceptibles de transmettre ces bactéries, nous évoquons : les manipulateurs de denrées alimentaires, les personnes convalescentes et les jeunes enfants porteurs asymptomatiques (Bolla et Garnotel, 2008).

I.1.3. Réservoir hydrotellurique

En raison de la sensibilité marquée des campylobactéries à l'environnement, le réservoir hydrotellurique représenté par l'eau, le sol et les biofilms a souvent un rôle négligeable dans leur transmission (Dromigny, 2007).

I.2. Contamination des denrées alimentaires par *Campylobacter*

I.2.1. Contaminations primaires

Les principales sources d'infection à *Campylobacter* sont les viandes blanches, particulièrement le poulet et la dinde (Logue *et al.*, 2003). Toutefois, d'autres aliments tels que les viandes rouges, le lait cru et ses produits dérivés, l'eau non traitée ou contaminée, les produits de la mer et les légumes frais peuvent engendrer des campylobactérioses (FAO/OMS, 2002).

I.2.1.1. Viandes

I.2.1.1.1. Viandes de volaille et viandes rouges

En raison de la colonisation du tractus intestinal par les *Campylobacter* thermotolérants des animaux destinés à la consommation humaine, la contamination des viandes est principalement d'origine digestive et elle s'effectue aussi bien lors des opérations d'abattage qu'au moment de la préparation des aliments (Dromigny, 2007).

I.2.1.1.2. Portage des carcasses de volaille

En plus du portage digestif, le transport des volailles dans des véhicules contaminés par des souches de *Campylobacter* contribue également à la contamination des carcasses. Ainsi, des lots de volaille initialement indemnes de *Campylobacter* peuvent être contaminés lors de leur acheminement de l'élevage à l'abattoir (Corry et Atabay, 2001).

De même, les carcasses de volaille sont aussi susceptibles d'être contaminées par les *Campylobacter* au cours des opérations d'abattage (figure 03). Cette contamination s'effectue soit de manière directe et/ou indirecte et elle a lieu notamment lors de l'échouage, de la plumaison et de l'éviscération (Dromigny, 2007).

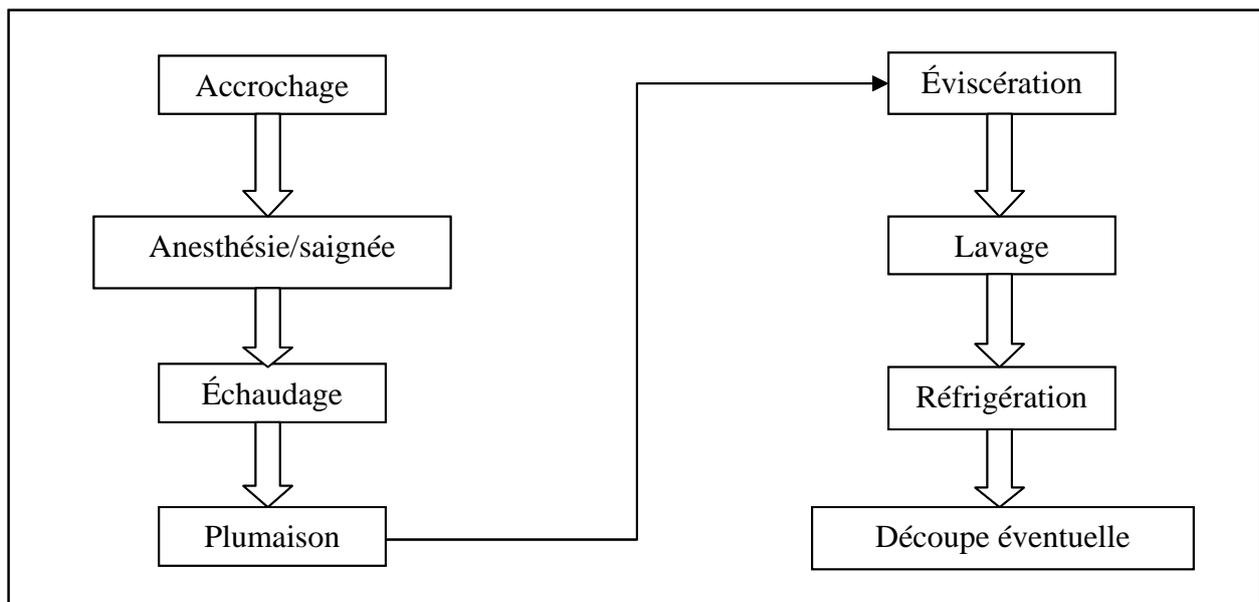


Figure 03 : Diagramme simplifié des opérations d'abattage de volaille (AFSSA, 2003).

❖ Echaudage

En général, les plumes de volailles sont souillées par les fientes dès leur arrivée à l'abattoir. Une fois saignées, toutes les volailles sont trempées dans un bac d'échaudage où les souillures présentes à la surface des volailles vont rapidement se disséminer dans l'eau d'échaudage engendrant ainsi sa contamination. Cependant, il est important de souligner que cette eau est considérée comme une source de contamination uniquement lorsque sa température est inférieure ou égale à 53°C (Peyrat, 2008).

❖ Plumaison

Au moment de la plumaison, les doigts en caoutchouc des plumeuses représentent une importante source de transmission. En effet, ces doigts peuvent non seulement être porteurs de souches de *Campylobacter* issues de la contamination extérieure des volailles lors de l'échaudage mais ils sont également susceptibles d'être souillés par des fientes excrétées suite à la pression exercée sur les intestins des carcasses (Peyrat, 2008).

❖ Eviscération

Durant l'éviscération manuelle ou mécanique (Dromigny, 2007), le retrait du tractus intestinal peut occasionner lors de sa rupture accidentelle à la fois la contamination de la totalité de la carcasse mais aussi la dissémination des campylobacters sur les équipements employés pendant cette étape ou bien au cours des étapes ultérieures (AFSSA, 2003).

I.2.1.2. Lait et produits laitiers

La contamination du lait est généralement engendrée par les matières fécales et moins souvent par les mammites à *Campylobacter* (Orr *et al.*, 1995).

I.2.1.3. Œufs

Dans la majorité des cas, c'est la coquille des œufs qui est contaminée par les fientes de volaille porteuses de *Campylobacter* (Dromigny, 2007).

Le tableau 04 tiré du rapport de l'AFSSA illustre quelques prévalences rencontrées dans différentes matrices alimentaires dans les pays industrialisés.

Tableau 04 : Exemples de la prévalence des *Campylobacter* thermotolérants dans les denrées alimentaires (AFSSA, 2003).

Type de produit	Taux de positifs	Lieu de prélèvement
Carcasse de poulet	89 %	Abattoir
Carcasse de dinde	56,7%	Abattoir
Abats des grands et petits ruminants	47%	Magasin
Carcasse de bœuf	23,6%	Magasin
Carcasse d'ovin	15,5%	Abattoir
Produits de la mer	14,6%	ND
Légumes	0,5%	Supermarché
Lait cru	0,2%	Elevage
Œufs	0%	Couvoir

ND : non déterminé

I.2.2. Contaminations croisées

En général, les contaminations croisées surviennent dans les cuisines familiales et les restaurants. En effet, dans ces lieux, des matrices alimentaires d'origine végétale ou animale ne nécessitant pas de cuisson et ne comprenant pas de campylobactéries peuvent se trouver soit directement ou bien indirectement (surfaces de travail, ustensiles de cuisine, éponges, serviettes, habits, etc.) en contact avec des aliments crus à forte prévalence. De ce fait, les souches de *Campylobacter* seront transmises des aliments contaminés aux aliments non contaminés (Humphrey *et al.*, 2001).

I.2.3. Recontaminations

Les recontaminations font suite aux décontaminations des denrées alimentaires antérieurement contaminées par *Campylobacter*. Effectivement, plusieurs auteurs ont constaté que la découpe de la volaille rôtie sur des planches mal nettoyées, ayant servi auparavant à son éviscération constituait une véritable source de contamination (Dromigny, 2007).

I.3. Viabilité des *Campylobacter* thermotolérants

Les *Campylobacter* thermotolérants sont très sensibles aux facteurs environnementaux tels que la température, l'oxygène, le pH, les acides et chlorure de sodium ainsi que les rayonnements et les désinfectants. En effet, l'exposition de ces bactéries à de tels agents stressants, notamment lors de la production des denrées alimentaires, peut induire leur transformation en formes viables non cultivables permettant ainsi leur survie et non leur prolifération dans le milieu extérieur (Murphy *et al.*, 2006).

I.3.1. Température

I.3.1.1. Réfrigération

Les *Campylobacter* thermotolérants survivent plus longtemps aux températures de réfrigération (0 à 10°C) qu'aux températures ambiantes. Néanmoins, ils demeurent sensibles à la dessiccation engendrée par le froid positif (AFSSA, 2003).

I.3.1.2. Congélation

En général, les températures de congélation inhibent non seulement la croissance des *Campylobacter* thermotolérants mais détruisent également une fraction de leur population (AFSSA, 2006).

I.3.1.3. Chaleur

Les *Campylobacter* sont très sensibles aux traitements thermiques. Par conséquent, quel que soit la nature du substrat, tout aliment cuit à cœur à une température supérieure à 65°C pendant quelques minutes conduit incontestablement à la destruction de ces micro-organismes (Federighi *et al.*, 2005).

I.3.2. Autres facteurs

I.3.2.1. Oxygène

La présence d'oxygène est néfaste pour la survie des *Campylobacter*. En revanche, plus il y a de CO₂ et mieux se portent les cellules viables (AFSSA, 2003).

I.3.2.2. PH

Le pH de la majorité des matrices alimentaires permet aux campylobactéries de rester viables. Cependant, elles sont détruites si le pH des aliments est inférieur ou égal à 4 (Federighi *et al.*, 2005).

I.3.2.3. Acides et chlorure de sodium

Les *Campylobacter* thermotolérants ne montrent pas de caractères de résistances particuliers envers les acides et le chlorure de sodium (AFSSA, 2006).

I.3.2.4. Rayonnements

Les *Campylobacter* sont sensibles à tous les types de rayonnement qu'ils soient ionisants ou non ionisants (Federighi *et al.*, 2005).

I.3.2.5. Désinfectants

Les *Campylobacter* sont généralement sensibles à l'hypochlorite de sodium 1%, à l'éthanol 70%, aux composés phénoliques, au glutaraldéhyde 2% et au formaldéhyde (Moll et Moll, 2008).

II. ÉPIDÉMIOLOGIE HUMAINE**II.1. Transmission**

La transmission des *Campylobacter* thermotolérants à l'homme est avant tout alimentaire. Néanmoins, la transmission non alimentaire est aussi à l'origine de cas de campylobactériose.

II.1.1. Transmission alimentaire

La transmission alimentaire ou indirecte se fait soit par le biais de la consommation de denrées alimentaires crues ou insuffisamment cuites soit par l'ingestion d'eau contaminée (Horrocks *et al.*, 2009). Ce mode de transmission serait à l'origine de 80% des infections à *Campylobacter*. Toutefois, il convient de noter que la viande de volaille est considérée comme le principal vecteur de *Campylobacter* (Vandeplas *et al.*, 2008).

II.1.2. Transmission non alimentaire

La transmission non alimentaire ou directe paraît plus importante dans les pays en voie de développement que dans les pays développés (Mégraud, 2007).

II.1.2.1 Contact avec les animaux

La transmission d'origine non alimentaire résulte en général d'un contact direct soit avec les animaux ou bien avec les carcasses d'animaux infectés (FAO/OMS, 2002). Elle est peu fréquente et affecte majoritairement les individus qui travaillent en promiscuité avec les réservoirs de *Campylobacter* thermotolérants à l'exemple des agriculteurs, des bouchers et des ouvriers d'abattoir (Butzler, 2004).

II.1.2.2 Contact avec l'homme

La transmission interhumaine est rare. Elle se produit lors d'un contact avec des malades excréteurs ou bien avec des porteurs sains (Federighi *et al.*, 2005). La figure 04 résume les différents modes de transmission des *Campylobacter* à l'homme.

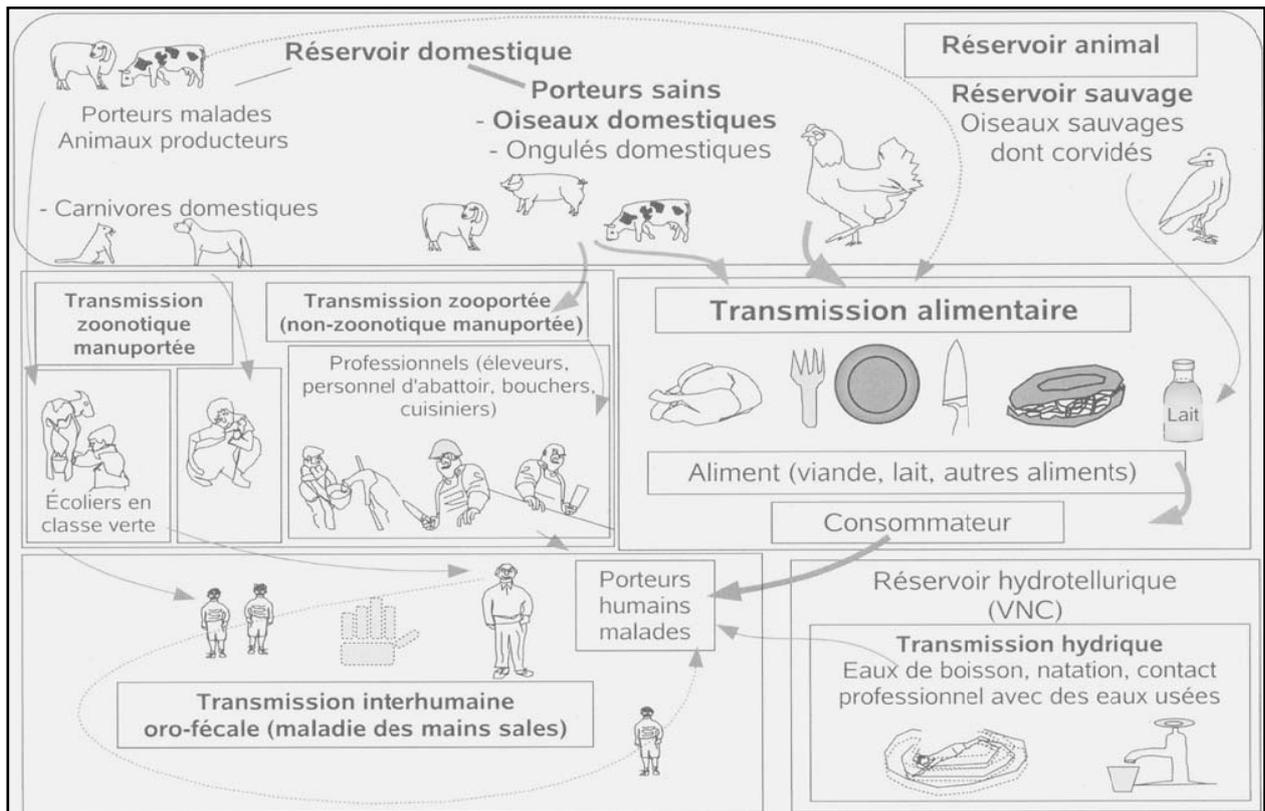


Figure 04 : Modes de transmission des *Campylobacter* à l'homme (Dromigny, 2007).

II.2. Formes épidémiologiques

Actuellement, la plupart des infections à *Campylobacter* sont sporadiques alors que les épidémies sont rares (Fitzgerald *et al.*, 2009).

II.2.1. Forme épidémique

Les épidémies à *Campylobacter* sont principalement causées par l'ingestion de lait cru et d'eau contaminée. Toutefois, les contaminations croisées, incriminant la viande de volaille, auraient un rôle non négligeable lors d'épidémies (AFSSA, 2003).

Des exemples d'aliments qui ont été incriminés lors d'épidémies à *Campylobacter* dans certains pays sont résumés dans le tableau 05.

Tableau 05 : Exemples d'épidémies à *Campylobacter* survenues dans certains pays.

Année	Pays	Espèce	Cas	Source	Référence
1979	Grande-Bretagne	<i>C. jejuni</i>	3500	Lait cru	Robinson et Jones, 1981
1980	USA	<i>C. jejuni</i>	11	Viande de dinde	Shandera <i>et al.</i> , 1992
1980	Canada	<i>C. jejuni</i>	27	Lait non pasteurisé	McNaughton <i>et al.</i> , 1982
1981	USA	<i>C. jejuni</i>	200	Lait non pasteurisé	Taylor <i>et al.</i> , 1982
1982	USA	<i>C. jejuni</i>	11	Poulet grillé au barbecue	Istre <i>et al.</i> , 1984
1996	USA	<i>C. jejuni</i>	14	Laitue	CDC (Centers of Disease Control), 1998
1997	Irlande	<i>C. jejuni</i>	11	Salade de tomates	Moore <i>et al.</i> , 2000
2000	France	<i>C. jejuni</i>	2600	Eau de robinet	AFSSA, 2003
2001	USA	<i>C. jejuni</i>	75	Lait non pasteurisé	CDC, 2002
2005	Japon	<i>C. jejuni</i> <i>C. coli</i>	11	Légumes	Yoda et Ushimura, 2006
2005	Danemark	<i>C. jejuni</i>	79	Salade de poulet	Mazick <i>et al.</i> , 2006
2006	Pologne	<i>C. coli</i>	4	Shawarma de poulet	Wardak <i>et al.</i> , 2008

II.2.2. Forme sporadique

Les formes sporadiques sont d'ordinaire associées à la consommation et à la manipulation de viandes de volaille contaminées (Fitzgerald *et al.*, 2009). Cependant, d'autres facteurs de risques de moindre envergure causant des formes sporadiques ont été notés tels que la consommation de coquillages, d'huîtres et de clams (Federighi *et al.*, 2005).

II.3. Incidence et données démographiques

La campylobactériose est la principale cause d'entérites d'origine bactérienne au niveau mondial devançant ainsi la salmonellose (Bolla et Garnotel, 2008).

II.3.1. Pays développés

II.3.1.1. Incidence

Dans les pays industrialisés, l'incidence de la campylobactériose est estimée à environ 27 à 880 cas pour 100 000 habitants (Bolla et Garnotel, 2008).

L'incidence sur la santé publique des *Campylobacter* spp. autres que *Campylobacter. jejuni* et *Campylobacter. coli* demeure inconnue que ce soit dans les pays industrialisés ou bien dans les pays en voie de développement (Butzler, 2004). En effet, la littérature rapporte que plus de 80% des campylobactérioses sont causées par *C. jejuni* et environ 10% par *C. coli* (OIE, 2008).

L'incidence des infections à *Campylobacter* (*C. jejuni* et *C. coli*) dans quelques pays développés depuis 1980 jusqu'à 2005 est illustrée par la figure 05.

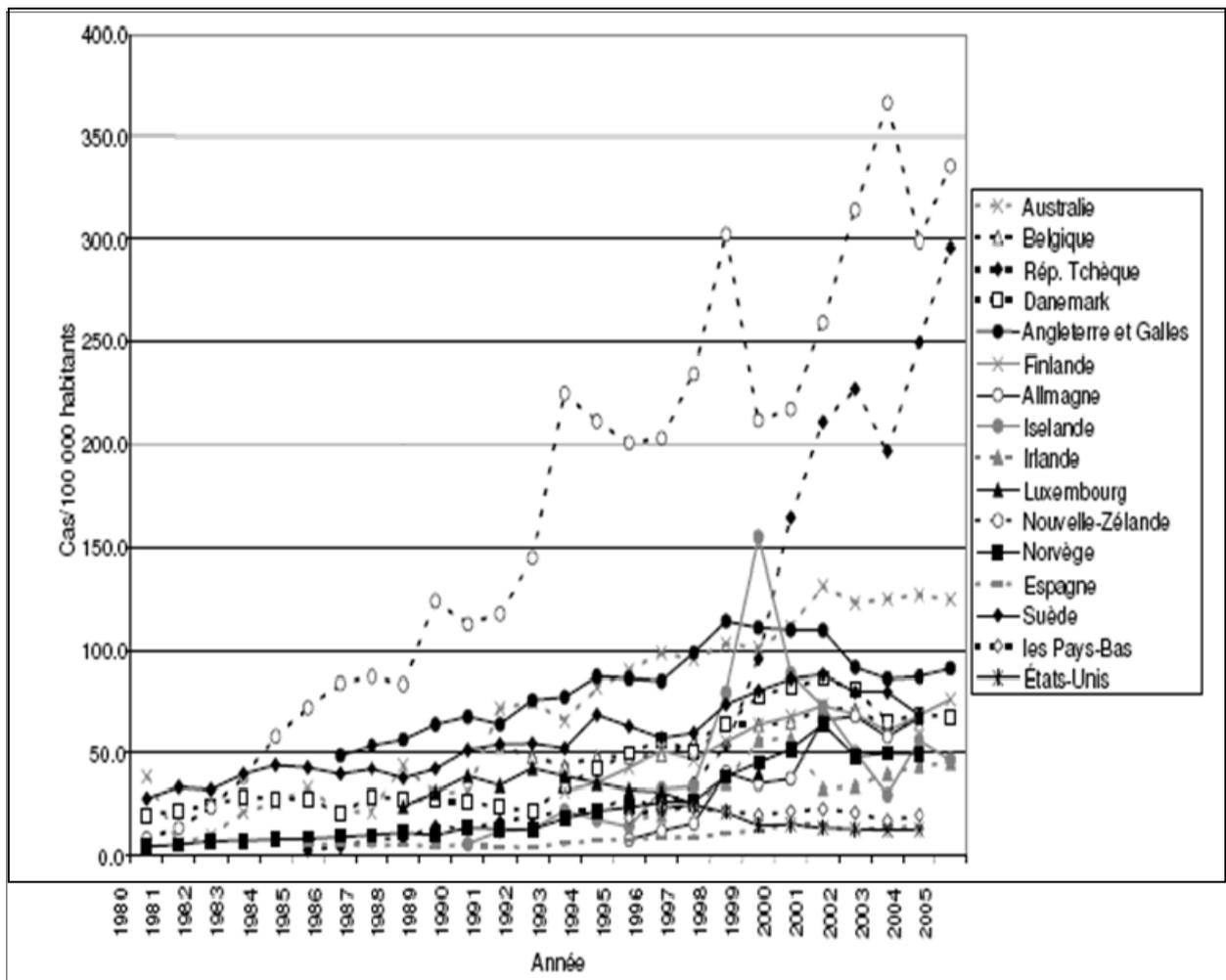


Figure 05 : Nombre de cas signalés par 100 000 habitants dus aux *Campylobacter jejuni/coli* (OMS, 2009).

II.3.1.2. Données démographiques

II.3.1.2.1. Saison

Il faut souligner que les entérites à *Campylobacter* sont marquées par une forte variation saisonnière. Par conséquent, les pics de la maladie sont observés durant les mois les plus chauds ; en l'occurrence en fin de printemps et en début d'été (Sulaeman *et al.*, 2008).

II.3.1.2.2. Age

Bien que les entérites à *Campylobacter* affectent les individus de tout âge, elles semblent principalement toucher les enfants âgés de moins de 4 ans et les jeunes adultes âgés entre 18 et 35 ans (Sulaeman *et al.*, 2008).

II.3.1.2.3. Morbidité et mortalité

Il est à noter que la morbidité de la campylobactériose représente un coût social élevé dans les pays développés en raison des frais de consultations médicales, des hospitalisations et des longs arrêts de travail (Sulaeman *et al.*, 2008). Par ailleurs, les infections à *Campylobacter* sont responsables de 5% des cas de mortalité faisant suite à l'ingestion de denrées alimentaires (Logue *et al.*, 2003).

II.3.2. Pays en voie de développement

II.3.2.1. Incidence

Le taux d'incidence des infections à *Campylobacter* dans les pays en voie de développement se situerait entre 5 et 20%. De même, chez les enfants de moins de 5 ans, l'incidence de la campylobactériose est estimée à environ 40 000 à 60 000 pour 100 000 habitants alors qu'elle est de 300 pour 100 000 habitants dans les pays développés. En outre, dans de tels pays, *C. jejuni* (1,5 à 95,4%) ainsi que *C. coli* (3,1 à 44,0%) constituent les principales espèces responsables des cas de campylobactériose (Coker *et al.*, 2002).

II.3.2.2. Données démographiques

II.3.2.2.1. Saison

Dans les pays en voie de développement, notamment les pays tropicaux, les entérites à *Campylobacter* semblent survenir tout au long de l'année, et ce quelque soit la saison (Allos et Blaser, 2006).

II.3.2.2.2. Age

Dans les pays en voie de développement, les enfants sont communément considérés comme des porteurs asymptomatiques. De plus, la fréquence d'isolement des *Campylobacter* est plus grande chez les individus de moins de 2 ans présentant de la diarrhée et décroît avec l'âge (Coker *et al.*, 2002).

II.3.2.2.3. Morbidité et mortalité

Vu que les pays en voie de développement sont des régions hyper-endémiques à *Campylobacter*, cette bactérie représente une importante cause de morbidité et probablement de mortalité chez les jeunes enfants. En outre, *Campylobacter* constitue également une cause prédominante de diarrhée aiguë chez les individus résidant dans les pays développés et voyageant dans les pays en voie de développement (Allos et Blaser, 2006).

Selon l'OIE (2009), la campylobactériose a touché plusieurs sujets dans le monde en 2008. Le nombre de personnes affectées par cette pathologie est repertorié dans le tableau 06.

Tableau 06 : Campylobactérioses dans le monde (OIE, 2009).

Pays	Cas	Morts
Algérie	+ ..	
Australie	15 520	2
Belgique	4397	0
Brésil	+ ..	
Bulgarie	19	0
Chili	+ ..	
Chypre	23	1
Croatie	1294	0
Danemark	3454	
Espagne	4155	
Estonie	154	0
U.S.A	+ ..	
Finlande	4453	
France	3323	0
Guadeloupe	3	
Hongrie	5563	0
Irlande	1757	0
Israël	4852	
Liechtenstein	36	0
Norvège	2877	0
Nouvelle-Calédonie	+ ..	
Nouvelle-Zélande	6693	
Pays-Bas	3340	45
Pologne	255	
Polynésie française	+ ..	
Qatar	30	0
Royaume-Uni	839	
Russie	485	0
Serbie	351	0

Singapour	176	0
Slovénie	885	0
Suède	7692	
Suisse	7817	
Tchèque (Rép.)	20175	5
Turquie	182	0
Vietnam	+ . .	

+ . . : Maladie présente mais absence de donnée quantitative ; Rép : République.

II.4. Pathologie humaine

II.4.1. Pouvoir pathogène

II.4.1.1. Dose infectieuse

A l'heure actuelle, il est admis que la dose minimale infectieuse pour l'homme est très variable. Cette variabilité dépend de plusieurs facteurs, à savoir : la souche, le vecteur et l'hôte. Par ailleurs, la campylobactériose est vraisemblablement engendrée par l'absorption de quelques dizaines à quelques centaines de cellules (Sulaeman *et al.*, 2008). Toutefois, il semble que l'infection est dose-dépendante alors que la maladie ne l'est pas (Black *et al.*, 1988).

II.4.1.2. Colonisation du tube digestif

Comme la plupart des bactéries entéropathogènes, les *Campylobacter* sont capables de se multiplier au sein du tractus intestinal où la colonisation se déroule de la façon suivante :

- Adhésion à la surface du mucus ;
- Pénétration du mucus ;
- Association aux cellules épithéliales intestinales (Federighi *et al.*, 2005).

Cette colonisation est non seulement favorisée par les facteurs propres à la bactérie (forme, motilité, tropisme pour le mucus et résistance aux sels biliaires) mais également par les conditions optimales de développement que confère l'intestin au germe (température et atmosphère) (Sulaeman *et al.*, 2008).

Les étapes de la colonisation du tube digestif sont représentées par la figure 06.

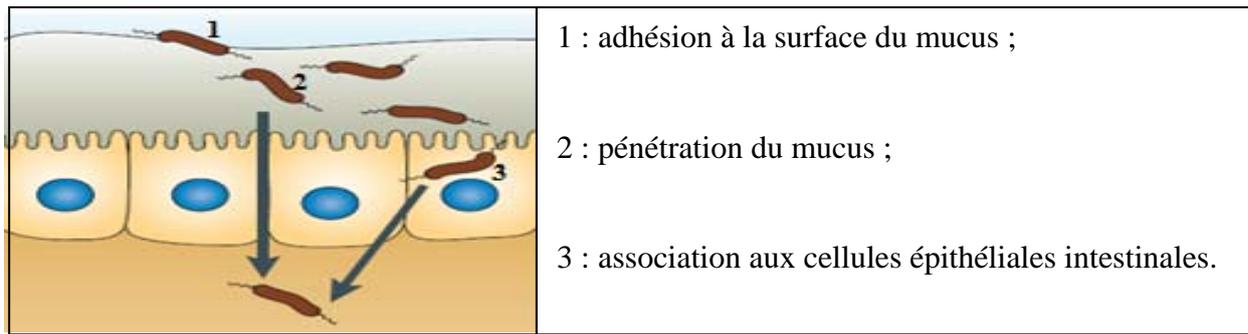


Figure 06 : Colonisation du tube digestif (Young *et al.*, 2007).

II.4.1.3. Adhésion aux cellules intestinales

Il semble établi que l'adhésion des *Campylobacter* s'effectue soit au niveau des cellules à mucus des cryptes glandulaires, soit au niveau de la bordure en brosse des entérocytes de l'intestin grêle ou bien du colon.

Les facteurs d'adhésion sont le flagelle ainsi que les adhésines vraies et putatives. Le CadF (Campylobacter adhesion to Fibronectin) et le CBF1 (Campylobacter Binding Factor) représentent les adhésines vraies alors que le pili, la flagelline (FlaA), le LPS et les protéines majeures de la membrane externe jouent le rôle d'adhésines putatives (Federighi *et al.*, 2005).

II.4.1.4. Pénétration dans les cellules intestinales

II.4.1.4.1. Invasion des cellules intestinales

La translocation des *Campylobacter* au niveau des cellules épithéliales se fait via la voie transcellulaire ou paracellulaire. Les facteurs intervenant dans l'invasion semblent être la protéine Cia (*Campylobacter* invasion antigen) et la toxine CDT (Cytotoxic Distending Toxin). Une fois à l'intérieur de la cellule, ces micro-organismes peuvent survivre dans des vacuoles d'endocytose et échapper au mécanisme de la phagocytose. De même, ils sont susceptibles d'entraîner la sécrétion d'interleukine 8 ainsi que l'apoptose cellulaire (Sulaeman *et al.*, 2008).

II.4.1.4.2. Autres facteurs

D'autres facteurs intervenant dans la pathogénie ont également été décrits tels que la capsule, la Superoxyde dismutase, les sidérophores, l'entérocholine et la ferritine.

Par ailleurs, hormis la CDT, d'autres toxines sont également synthétisées par les *Campylobacter*. Citons entre autres : les HeLa cell cytotoxin, Hepatotoxin, Shiga-like toxin et CLRT (CytoLethal Rounding Toxin) (Federighi *et al.*, 2005).

L'adhésion et la pénétration dans les cellules intestinales sont représentées par la figure 07.

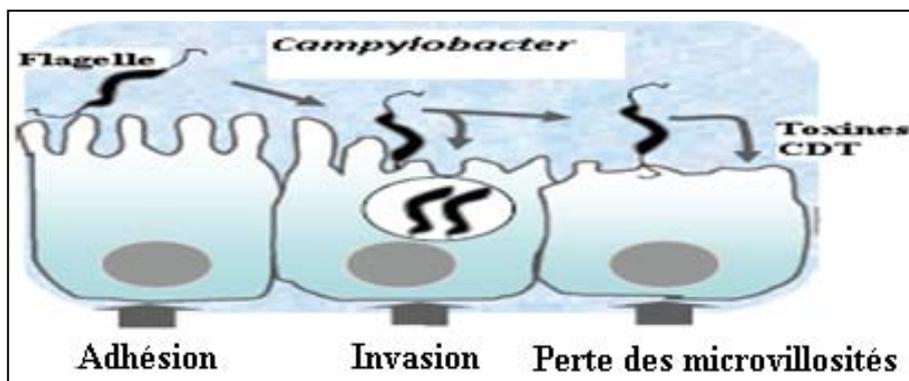


Figure 07 : Adhésion et pénétration dans les cellules intestinales (Bhunia, 2008).

II.4.2. Signes cliniques

L'ingestion d'une dose infectante conduit à l'apparition d'un tableau clinique qui n'est pas pathognomonique de la maladie. Cela peut aller d'une simple entérite aiguë jusqu'à des complications extra-intestinales (Federighi *et al.*, 2005).

II.4.2.1. Entérites à *Campylobacter*

II.4.2.1.1. Phase prodromique

La phase prodromique dure quelques heures à quelques jours, elle est généralement caractérisée par de la fièvre (40°C), des malaises, des maux de tête, de l'anorexie ainsi que des douleurs musculaires et / ou articulaires (Federighi *et al.*, 2005).

II.4.2.1.2. Phase d'état

La phase d'état ou la phase diarrhéique peut durer 2 à 10 jours. Lors de cette période, le malade souffre de crampes abdominales et présente de la diarrhée pouvant être profuse, aqueuse, muqueuse, et parfois même sanglante (Federighi *et al.*, 2005).

II.4.2.1.3. Phase d'évolution

Durant la phase d'évolution (deux jours à trois semaines), le patient finit par guérir sans séquelles, mais demeure tout de même excréteur de campylobactéries pendant 2 à 5 semaines voire plusieurs mois (Federighi *et al.*, 2005).

Il est à noter que parfois un traitement antibiotique s'impose. Dans ce cas, les familles d'antibiotiques de prédilection sont les macrolides (Erythromycine) et les fluoroquinolones (Ciprofloxacine) (Ternhag *et al.*, 2007).

II.4.2.2. Complications extra-intestinales

Il est admis que les complications extra-intestinales restent rare (< 1%). Outre la déshydratation, des complications locales telles qu'une appendicite, une péritonite, une cholécystite, une hépatite et une pancréatite sont susceptibles de faire suite à une campylobactériose digestive (AFSSA, 2003).

Par ailleurs, des bactériémies et des septicémies peuvent également survenir et sont à l'origine de localisations secondaires. Les sites les plus communément affectés sont : le tissu vasculaire, les méninges et le tissu ostéo-articulaire (Mégraud, 2007).

Il convient également de préciser que les entérites à *Campylobacter* semblent causer des complications non infectieuses, à type du syndrome de Guillain-Barré, du syndrome de Miller-Fisher et du syndrome hémolytique et urémique (Dromigny, 2007).

III. PRÉVENTION

Etant donné que les sources de contaminations des denrées alimentaires par *Campylobacter* sont nombreuses, des mesures de prévention s'avèrent nécessaires à chaque point de la filière agro-alimentaire, et ce de l'élevage jusqu'à l'assiette du consommateur (Federighi *et al.*, 2005).

III.1. Mesures de contrôle du réservoir animal

D'après Sulaeman *et al.* (2008), les mesures de contrôle du réservoir animal sont essentiellement représentées par :

- Les mesures de biosécurité qui ne sont autres que les bonnes pratiques hygiéniques d'élevage ;
- La vaccination des volailles contre *Campylobacter* ;
- L'administration de microflores de barrière ;
- L'emploi de bactériophages ;
- La sélection de races de volaille génétiquement résistante à la colonisation par *Campylobacter* ;
- L'utilisation de bactériocines.

III.2. Prévention des contaminations

D'après Dromigny (2007), la prévention des contaminations alimentaires concerne aussi bien la matière première que le produit fini et elle se base principalement sur les points suivants :

- Le respect des règles d'hygiène lors de la production, du transport et de la préparation des denrées alimentaires ;
- L'élaboration d'une démarche HACCP (Hazard Analysis Critical Control Point).

III.3. Elimination des *Campylobacter*

Toujours d'après Dromigny (2007), l'élimination des *Campylobacter* alimentaires s'effectue grâce aux traitements subséquents :

- Le traitement thermique des matrices alimentaires incluant une cuisson suffisante de la viande ainsi que la pasteurisation du lait ;
- Le traitement chimique des denrées alimentaires.

PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE I :
MATERIELS ET METHODES

OBJECTIFS

En raison de l'importance portée aux *Campylobacter* thermotolérants dans le monde aussi bien en médecine vétérinaire qu'en médecine humaine, nous avons voulu, par cette présente étude, contribuer à enrichir les informations concernant la situation en Algérie. Ainsi, nous nous sommes intéressés à l'un des principaux réservoirs de ces bactéries qui n'est autre que la dinde dans le but :

- D'apprécier le niveau de contamination de quelques élevages et établissements d'abattage avicole par les *Campylobacter* thermotolérants dans la région centre de l'Algérie (Alger, Bouira et Boumerdès) avec détection des éventuelles sources de contamination des sujets présents dans ces établissements ;
- De caractériser les souches de *Campylobacter* isolées sur le plan phénotypique et
- D'étudier la sensibilité aux antibiotiques des souches de *Campylobacter* isolées avec détermination de leurs profils de résistance.

I. PRÉSENTATION DES ÉTABLISSEMENTS

Avant d'entamer la partie matériel et méthodes proprement-dite, nous avons jugé nécessaire de faire une brève description des lieux où nous avons effectué nos prélèvements.

I.1. Présentation des élevages**I.1.1. Fonctionnement**

Tous les élevages visités se trouvent dans des zones rurales abritant des sujets provenant du même éclosier et élevés en bande unique jusqu'à leur abattage. La capacité de production est de 800 sujets pour le premier élevage (élevage de Khraïssia) et de 900 sujets pour le deuxième (élevage de Zemmouri) et le troisième élevage (élevage de Lakhdarīa).

I.1.2. Conception

Mis à part les sujets du second élevage qui sont élevés sous - serre, dans les autres élevages, les dindes sont élevées dans des bâtiments d'élevage classiques. Le type de ventilation est naturel et des mangeoires ainsi que des abreuvoirs sont installés dans tous les bâtiments. Par ailleurs, la

litière employée est constituée de sciures de bois dans le premier élevage et de paille hachée dans les deux autres élevages.

I.2. Présentation des établissements d’abattage

I.2.1. Fonctionnement

Les établissements d’abattage visités se situent dans des zones urbaines ou industrielles et sont dotés d’une capacité de production variable (tableau 07). Tous les jours, en général, des dindes destinées à l’abattage sont ramenées de plusieurs régions du pays et une fois abattues, elles sont livrées, dans des camions frigorifiques, à des boucheries situées dans différentes villes du pays.

Tableau 07 : Caractéristiques des établissements d’abattage.

Etablissement d’abattage	Zone	Capacité de production	Provenance des sujets abattus	Destination des sujets abattus
Ouled Haddadj	Zone Industrielle	300-400 sujets/semaine	Corso, El-Alma, Bordj-Bouariridj, Lakhdaria, Boudouaou et Rouiba.	Boudouaou, Reghaia et Houche El Mekhfi.
Boudouaou	Zone urbaine	640 sujets/semaine	Tizi-Ouzou, Blida Bouira, Khemis Meliana, Cheraga Cherchel, Djelfa, Msila Tipaza, Tablat et Chlef.	Cahouet-Chergui, Bab- Ezzouar, Ain-Taya et Bordj-el-Kifane.
Bordj Menaïel	Zone industrielle	700 sujets/semaine	Tizi-Ouzou, Tiaret, Dellyss, Boumerdès et Naciria.	Bordj Menaïel, Tizi-Ouzou et Alger.

II.2.2. Conception

Dans tous les locaux où se déroulent les opérations d’abattage telles que la saignée et la plumaison, les murs sont recouverts de faïence et le sol de carrelage. Les plafonds sont fermés mais de position haute pour l’abattoir et basse pour les tueries. L’éclairage est surtout procuré par la lumière du jour et la ventilation est statique.

❖ Tuerie d'Ouled Haddadj

La tuerie d'Ouled Haddadj est formée de 2 salles :

- La première salle fait office de salle de débarquement, de saignée, de plumaison et de stockage en chambre froide ;
- La deuxième salle a pour charge le déroulement de l'éviscération et le démembrement des carcasses.

❖ Tuerie de Boudouaou

La tuerie de Boudouaou se compose de 3 salles :

- La première se situe à l'extérieur et représente la salle de débarquement ;
- La deuxième salle permet d'effectuer la saignée, la plumaison et l'éviscération ;
- La troisième salle donne la possibilité de réaliser le stockage des carcasses en chambre froide.

❖ Abattoir de Bordj Menaïel

L'abattoir de Bordj Menaïel est constitué de quatre salles :

- La première salle a pour charge le déroulement du débarquement, de l'accrochage, de la saignée et de l'étourdissement ;
- La deuxième salle permet l'échaudage et la plumaison des sujets ;
- La troisième salle donne lieu à l'éviscération, le vidage des gésiers et le démembrement des carcasses. A l'intérieur de cette salle se trouve une rigole qui aspire les déchets afin de les jeter dans un camion à déchets ;
- La quatrième salle n'est autre que la chambre froide.

II. MATÉRIELS**II.1. Matériel biologique****II.1.1. Fiche d'enquête**

Avant chaque échantillonnage, une fiche d'enquête était remplie moyennant les renseignements fournis par le propriétaire et dans certains cas le vétérinaire de l'établissement. Les questions posées ont permis de recueillir le plus grand nombre d'informations susceptibles d'éclairer les résultats obtenus.

Deux modèles de fiches d'enquête ont été élaborés ; l'un pour les élevages (annexe 1) et l'autre pour les établissements d'abattage avicole (annexe 2). Ces fiches comportaient des questions relatives au suivi des prélèvements, à l'établissement, à l'hygiène (personnel, bâtiment d'élevage et établissement d'abattage) et aux autres observations relevées.

II.1.2. Échantillonnage

Un total de trois cents prélèvements a été réalisé de façon aléatoire au niveau de 6 établissements privés de la région centre de l'Algérie: 3 élevages et 3 établissements d'abattage avicole. Cela nous a permis de prélever des sujets issus de régions et d'endroits divers. Il est à noter que seuls ces établissements ont accepté de participer à notre étude tandis que d'autres ont, entre autres, décliné l'offre. La période de cette étude expérimentale s'est étendue entre le mois de novembre 2009 et le mois de septembre 2010.

II.1.2.1. Élevages

Cent prélèvements de fientes ont été récoltés à partir de trois bâtiments d'élevage privés de dindes situés dans les communes de Khraïssia (W (Wilaya). Alger), Zemmouri (W. Boumerdès) et dans la Daïra de Lakhdaria (W. Bouira) entre 11h30 et 12h15 du matin durant le mois de décembre 2009. Une seule visite par lieu a été réalisée (tableau 08).

Tableau 08 : Échantillonnage au niveau des élevages visités.

Élevage	Date	Nombre de sujets	Age des sujets	Souche	Nombre d'échantillons
E1	Sam 12-12-09	800 ♂	5 mois	BT10	35
E2	Lun 14 -12-09	900 ♂	5 mois	Big 6	32
E3	Sam 19-12-09	900 ♂ + ♀	4 mois et 1/2	Nicolas 300	33

E1 : élevage de la commune de Khraïssia ; E2 : élevage de la commune de Zemmouri ; E3 : élevage de la daïra de Lakhdaria ; Sam : Samedi, Lun : Lundi ; ♂ : mâle ; ♀ : femelle.

II.1.2.2. Établissements d'abattage

Cent prélèvements de peau de cou ainsi que cent autres de caecum de dindes ont été effectués au sein de deux tueries et un abattoir situés respectivement dans les communes d'Ouled Haddadj, Boudouaou El-Bahri et Bordj Menaïel de la wilaya de Boumerdès entre 06h30 et 11h30 du matin pendant la période s'écoulant du mois de juin au mois d'août 2010. Une seule visite par établissement d'abattage a été menée sauf pour la tuerie située au niveau de Boudouaou El-Bahri qui a été visitée deux fois (tableau 09).

Tableau 09 : Échantillonnage au niveau des établissements d'abattage visités.

Établissement d'abattage	Date	Nombre de sujets	Ferme d'origine	Age	Nombre d'échantillons	
					Peau de cou	Caecum
T1	Mar 22-06-10	40 ♀	Corso	4 mois	20	20
T 2	Ven 09-07-10	85 ♀	Khemis-Meliana	4 mois	20	20
T2'	Ven 06-08-10	130 ♀	Tablat	4 mois	30	30
A	Lun 16-08-10	100 ♂	Tigzirt	5 mois	30	30

T1 : tuerie de la commune d'Ouled Haddadj ; T2 : tuerie de la commune de Boudouaou El-Bahri (1^{ère} visite) ; T2' : tuerie de la commune de Boudouaou El-Bahri (2^{ème} visite) ; A : abattoir de la commune de Bordj Menaïel ; Mar : Mardi, Ven : Vendredi, Lun : Lundi; ♂ : mâle ; ♀ : femelle.

II.2. Matériel de laboratoire

Tout le matériel utilisé est mentionné en annexe 3 (tableau 23 et figure 29).

III. MÉTHODES

III.1. Méthodes de prélèvement

En se munissant de gants en latex jetables, les prélèvements ont été effectués en moins de deux heures dans les différents établissements visités. Par ailleurs, les techniques de prélèvement

employées sont tirées des recommandations mentionnées dans le manuel terrestre de l'OIE de 2005.

III.1.1. Élevage

Une à deux semaines avant l'abattage des dindes, des fientes fraîchement émises au sol ont été aseptiquement prélevées à l'aide d'une spatule stérile.

III.1.2. Établissements d'abattage

Juste après l'éviscération des carcasses de dinde, chaque peau de cou a été stérilement collectée au moyen d'une pince et d'un scalpel stériles. Dès lors, un caecum par intestin a été prélevé grâce à des ciseaux stériles en vue d'une extraction ultérieure du contenu caecal.

III.1.3. Transport des prélèvements

Après avoir transféré chaque échantillon de fiente et de caecum dans un pot en plastique stérile et chaque peau de cou dans un sac stomacher stérile immédiatement scellé, tous les prélèvements ont été placés à l'intérieur d'une enceinte réfrigérée et rapidement acheminés au laboratoire afin de les analyser le jour même. Le délai entre la fin des prélèvements et l'arrivée au laboratoire n'excédait pas les deux heures pour les fientes et les 4 heures pour les peaux de cou ainsi que les caecums.

III.2. Méthodes de laboratoire

L'isolement, l'identification ainsi que la détermination de la sensibilité aux antibiotiques des *Campylobacter* thermotolérants se sont déroulés au sein du laboratoire de microbiologie de l'Hôpital Central de l'Armée (HCA) de Kouba. Toutefois, un essai bactériologique concernant la régénération des souches isolées avec préparation des milieux de culture a été mené au niveau du laboratoire d'hygiène alimentaire de l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'El-Harrach (ENSV). Avant d'entamer les méthodes de laboratoire, il est important de savoir que toutes les cultures de *Campylobacter* ont été obtenues grâce aux générateurs de microaérophilie GENbag microaer (5% O₂, 10% CO₂ et 85% N₂).

Par ailleurs, la composition ainsi que la préparation des différents milieux de culture ayant servi à l'élaboration de notre étude sont décrites en annexe 4.

La figure 08 schématise les grandes lignes de notre travail.

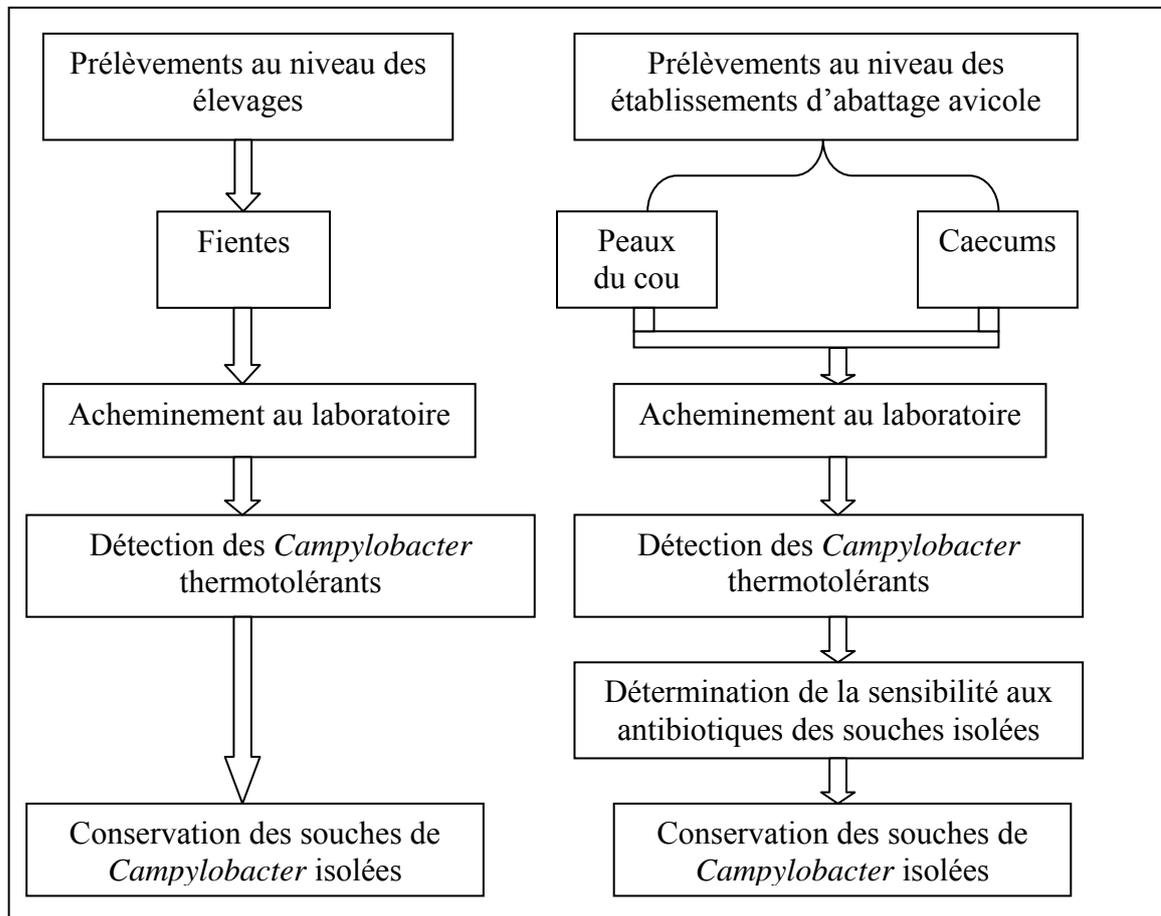


Figure 08 : Diagramme générale des méthodes de laboratoire utilisées (schéma personnel).

III.2.1. Détection des *Campylobacter* thermotolérants

Les modes opératoires employés pour la détection des *Campylobacter* thermotolérants sont tirés des procédures citées ci-dessous :

- La norme ISO 7218 (1996) : pour les pratiques courantes de laboratoire ;
- Les techniques de laboratoire du manuel de l'OMS (2003) : pour la préparation de l'échantillon à tester et l'isolement des *Campylobacter* ;
- Le manuel terrestre de l'OIE (2005) (suivant les recommandations de la norme internationale ISO/CD 10272-1 et 10272-2) : pour la confirmation des colonies caractéristiques.

Toutefois, pour des raisons de faisabilité, la procédure d'isolement des *Campylobacter* a subi les modifications suivantes :

- Utilisation du bouillon d'enrichissement de Preston modifié (annexe 4) au lieu du bouillon d'enrichissement de Preston ;
- Incubation du bouillon d'enrichissement en aérobiose au lieu d'une incubation en microaérobiose (OIE, 2005) ;
- Emploi des géloses Campyloset et Butzler au lieu de la gélose CCDA (Charcoal Cefoperazone Desoxycholate Agar) ;
- Purification des colonies sur de la gélose Campyloset au lieu de la gélose Columbia au sang pour les prélèvements de fientes.

Par ailleurs, des témoins négatifs ainsi que des témoins positifs réalisés grâce à des souches de référence ATCC (American Type Culture Collection) (*C. jejuni* ATCC 396 et 968, *C. coli* ATCC 0321 et 0219, *C. fetus* ATCC 443 et 092) ont permis de contrôler le présent travail.

Les étapes subséquentes ont duré 12 jours en moyenne par échantillon.

III.2.1.1. Préparation de l'échantillon à tester

III.2.1.1.1. Fientes et contenus caecaux

Une fois les contenus caecaux retirés aseptiquement des caecums à l'aide d'une pince et de ciseaux stériles, une procédure de préparation identique à celle des fientes est adoptée.

Pour ce faire, à partir de chaque échantillon, 1 g de fientes ou de contenu caecal est stérilement pesé grâce à une balance de précision puis inoculé dans 9 millilitres d'eau physiologique stérile à 0,9% (dilution au $1/10^{\text{ème}}$) et homogénéisé à l'aide d'un vortex.

III.2.1.1.2. Peaux de cou

À l'aide d'une balance de précision, 10 g de chaque peau de cou renfermée dans un sac stomacher sont prélevés puis rajoutés aseptiquement dans un pot en plastique stérile contenant, préalablement, le bouillon d'enrichissement sélectif de Preston modifié, et ce en vue de réaliser une dilution au $1/10^{\text{ème}}$. Dès lors, chaque pot stérile est hermétiquement fermé.

III.2.1.2. Isolement des *Campylobacter*

III.2.1.2.1. Enrichissement en milieu sélectif liquide

Seules les peaux de cou sont sujettes à un enrichissement. Pour ce faire, tous les pots stériles hermétiquement fermés sont incubés à 42°C pendant 24 heures en aérobiose.

III.2.1.2.2. Ensemencement et identification sur milieu sélectif solide

Chaque suspension bactérienne est ensemencée, par épuisement, sur la surface d'une gélose Campylosel pour les prélèvements de fientes et d'une gélose Butzler pour les prélèvements de peau de cou et de contenus caecaux. Les milieux sélectifs sont ensuite incubés à 42°C pendant 48 heures en microaérophilie.

Les colonies caractéristiques de *Campylobacter* sont :

- De petite taille, grisâtres et s'étalent parfois le long des stries d'ensemencement sur gélose Campylosel (Delarras, 2007) (Figure 09) ;
- Grises à brunes et de différentes tailles sur gélose Butzler (ISO 10272, 1995) (Figure 10).



Figure 09 : Colonies caractéristiques de *Campylobacter* sur gélose Campylosel (photo personnelle).

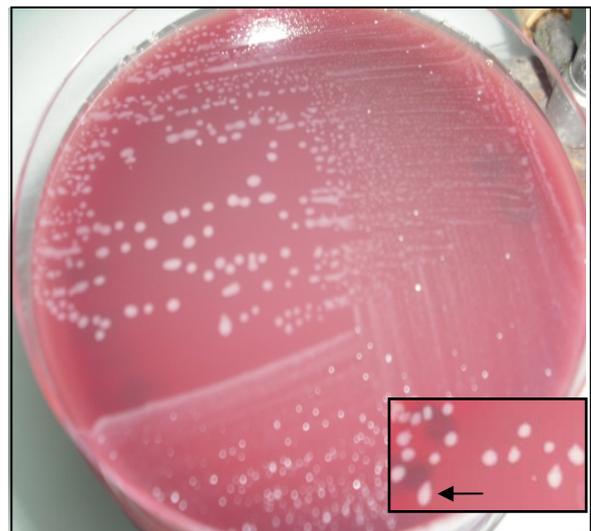


Figure 10 : Colonies caractéristiques de *Campylobacter* sur gélose Butzler (photo personnelle).

III.2.1.3. Confirmation des colonies caractéristiques

III.2.1.3.1. Confirmation préliminaire

Une fraction de chaque colonie caractéristique par boîte est soumise à une identification microscopique afin d'examiner la morphologie et la mobilité des *Campylobacter* présumés.

Ne sont retenues que les colonies dont l'examen microscopique révèle la présence de bacilles spiralés, incurvés, ou en virgule Gram négatif à mobilité caractéristique.

III.2.1.3.2. Purification des isolats

Afin de procéder à l'identification du genre et de l'espèce, toutes les colonies ayant répondues positivement au test d'identification présomptive sont purifiées sur de la gélose Campyloset ou Columbia au sang. Une fois le repiquage effectué, les boîtes de milieux gélosés sont étuvées à 42°C pendant 24 heures en atmosphère microaérophile.

III.2.1.3.3. Tests de confirmation

La confirmation des colonies caractéristiques nécessite le passage par les étapes ci-après :

- Identification microscopique ;
- Recherche de l'oxydase ;
- Recherche de la fermentation des sucres sur milieu TSI (Triple Sugar Iron) ;
- Détection de la croissance à 25 °C.

❖ Identification microscopique

➤ Principe :

L'examen microscopique permet la mise en évidence de la morphologie et de la mobilité typique des *Campylobacter* (OIE, 2005).

- Etat frais

➤ Mode opératoire

Une colonie par culture suspecte est prise à l'aide d'une pipette Pasteur boutonnée stérile, mélangée dans une goutte de solution saline, préalablement déposée sur une lame porte-objet, puis recouverte d'une lamelle couvre-objet. Par la suite, une goutte d'huile à immersion est ajoutée afin de visualiser les mouvements caractéristiques à l'objectif à immersion x 100.

La lecture se fait immédiatement :

Forte mobilité en vrille	—————→	<i>Campylobacter</i> sp.
Autre type de mobilité	—————→	Bactéries autres que <i>Campylobacter</i> sp.

(OMS, 2003)

▪ Coloration de Gram

La coloration de Gram est réalisée conformément au mode opératoire du kit Gram-Nicolle décrit en annexe 5.1.

❖ Recherche de l'oxydase

➤ Principe

La présence de l'oxydase est mise en évidence par le biais de la détection de l'indophénol issu de l'oxydation de certains dérivés phényle-diamine par cette enzyme (OMS, 2003).

➤ Mode opératoire

Après avoir humidifié le papier filtre avec le réactif pour la recherche de l'oxydase, une fraction de colonie suspecte est prélevée de la culture pure puis déposée sur le papier filtre à l'aide d'une pipette Pasteur boutonnée stérile.

Le résultat doit se manifester dans les 10 secondes qui suivent l'application de la colonie :

Couleur violette ou bleue intense	—————→	Oxydase +
Couleur inchangée	—————→	Oxydase –

(OIE, 2005)

❖ Recherche de la fermentation des sucres**➤ Principe**

La recherche de la fermentation des sucres s'effectue sur de la gélose au citrate de fer et aux trois sucres communément appelée gélose TSI. Cette dernière nous renseigne sur l'aptitude de production du sulfure d'hydrogène (H₂S) et d'utilisation des sucres comme source de carbone avec ou sans production de gaz par la bactérie (OIE, 2005).

➤ Mode opératoire

Chaque colonie présumée est prélevée à l'aide d'une pipette Pasteur boutonnée puis ensemencée en réalisant des stries longitudinales sur la pente, suivies d'une piqûre centrale et profonde dans le culot du milieu.

Après incubation du milieu TSI à 42°C durant 48 heures en atmosphère microaérophile, la lecture est établie comme suit:

Culot :

Couleur jaune	—————→	Glucose +
Couleur rouge ou inchangé	—————→	Glucose -
Présence de bulles ou de fissures	—————→	Gaz +
Absence de bulles ou de fissures	—————→	Gaz -

Pente :

Couleur jaune	—————→	Lactose et / ou saccharose +
Couleur rouge ou inchangée	—————→	Lactose et / ou saccharose -

(OIE, 2005)

❖ Détection de la croissance à 25°C**➤ Principe**

Ce test permet de confirmer le caractère thermotolérant des *Campylobacter* (OIE, 2005).

➤ Mode opératoire

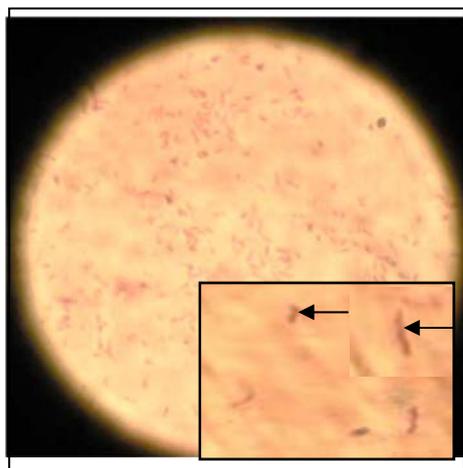
Une colonie présumée par culture pure est repiquée sur de la gélose Columbia au sang puis incubée à 25°C pendant 48 heures en microaérophilie.

Après incubation, les boîtes sont examinées dans le but de voir s'il y a prolifération ou pas de la souche à tester (OIE, 2005).

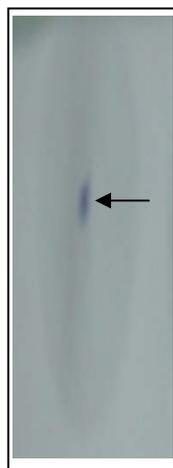
L'interprétation des résultats des tests de confirmation est indiquée dans le tableau 10.

Tableau 10 : Principales caractéristiques des *Campylobacter* thermotolérants (OIE, 2005).

Caractéristiques	<i>Campylobacter</i> thermotolérants
Morphologie	Petits bacilles incurvés
Mobilité	Caractéristique (forte mobilité en vrille)
Oxydase	+
Glucose	-
Lactose	-
Saccharose	-
Gaz	-
Culture à 25°C	-



Petits bacilles incurvés Gram-



Réaction de l'oxydase positive



Fermentation des sucres négative



Culture à 25°C négative

Figure 11 : Principales caractéristiques des *Campylobacter* thermotolérants (photos personnelles).

III.2.2. Tests additionnels de confirmation (caractérisation phénotypique des souches isolées)

III.2.2.1. Identification des *Campylobacter* spp. à l'aide de galeries classiques

Afin d'identifier les différentes espèces de *Campylobacter* thermotolérants, conformément à la norme ISO 10272 (1995), il convient de recourir aux essais biochimiques suivants :

- Recherche de la production d'H₂S sur milieu TSI ;
- Recherche de la catalase ;
- Recherche de la sensibilité à l'acide nalidixique et à la céfalotine ;
- Recherche de l'hydrolyse de l'hippurate.

Il est important de souligner que pour des raisons d'ordre matériel, seule une partie des prélèvements de fientes et de peaux de cou a fait l'objet de la recherche de l'hydrolyse de l'hippurate lors de leur identification biochimique au moyen des 44 galeries API Campy qui étaient à notre disposition. En outre, pour les mêmes raisons, la recherche de la sensibilité à l'acide nalidixique et à la céfalotine n'a pas pu être effectuée pour les prélèvements de fientes et elle s'est déroulée en même temps que l'étude de la sensibilité aux autres antibiotiques.

❖ Recherche de la production d'H₂S

➤ Mode opératoire

La recherche de la production d'H₂S se fait en même temps que la recherche de la fermentation des sucres précédemment décrite.

La lecture concerne uniquement le culot:

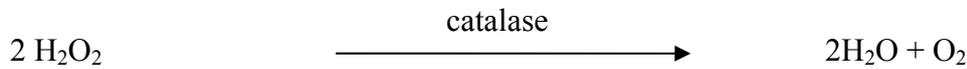
Couleur noire	—————→	H ₂ S +
Couleur inchangée	—————→	H ₂ S -

(ISO 10272, 1995)

❖ Recherche de la catalase

➤ Principe

La catalase est produite par la plupart des *Campylobacter*. C'est une enzyme qui engendre le clivage du H₂O₂ (peroxyde d'hydrogène) en H₂O (eau) avec libération d'O₂ (OMS, 2003).



➤ Mode opératoire

La mise en évidence de la catalase est établie en mettant une colonie suspecte à l'aide d'une pipette Pasteur boutonnée stérile sur une lame porte-objet propre contenant une goutte de peroxyde d'hydrogène à 3%.

Le résultat apparaît dans les 30 secondes comme suit :

Effervescence	—————→	Catalase +
Non effervescence	—————→	Catalase -

(ISO 10272, 1995)

❖ Recherche de la sensibilité à l'acide nalidixique et à la céfalotine

➤ Principe

La recherche de la sensibilité à l'acide nalidixique et à la céfalotine permet l'identification d'une espèce de *Campylobacter* donnée (Véron et Fauchère, 1989).

➤ Mode opératoire

La technique de recherche est identique à celle employée pour l'étude de la sensibilité aux antibiotiques qui sera décrite subséquentement.

L'observation ou non d'une zone d'inhibition autour des disques d'acide nalidixique et de céfalotine, d'une charge de 30 µg chacun, est interprétée comme suit (ISO 10272, 1995) :

Présence de croissance bactérienne	—————→	Bactéries résistantes
Absence de croissance bactérienne	—————→	Bactéries sensibles

❖ Recherche de l'hydrolyse de l'hippurate

➤ Principe

Les souches bactériennes dotées d'une hippuricase sont capables d'hydrolyser l'acide hippurique ; ce qui engendre la libération de l'acide benzoïque et de la glycine (Penner, 1988).

➤ Mode opératoire

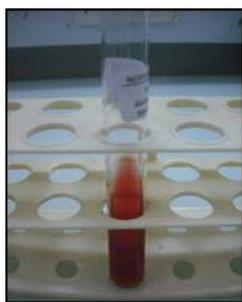
Voir le mode opératoire de la galerie APICampy détaillé plus bas.

Une fois tous ces essais effectués, les résultats sont interprétés comme il est indiqué dans le tableau 11.

Tableau 11 : Caractérisation phénotypique des *Campylobacter* thermotolérants (ISO 10272, 1995).

Caractéristiques	<i>C. jejuni</i>	<i>C. coli</i>	<i>C. lari</i>	<i>C. upsaliensis</i>
H ₂ S	-	(+)*	-	-
Catalase	+	+	+	- ou faible
Acide nalidixique	S*	S*	R	S
Céfalotine	R	R	R	S
Hydrolyse de l'hippurate	+	-	-	-

(+)* : Traces de noircissement possibles ; S* : Selon l'OIE (2005), certaines souches de *C. jejuni* et de *C. coli* sont résistantes à l'acide nalidixique.



Production
d'H₂S négative



Réaction
de la catalase
positive



Souche résistante
à l'acide
nalidixique



Souche résistante
à la céfalotine

Figure 12 : Caractérisation phénotypique des souches de *Campylobacter* thermotolérants (photos personnelles).

III.2.2.2. Identification des *Campylobacter* spp. à l'aide de galeries API Campy

❖ Principe

La galerie API Campy permettant l'identification des espèces de *Campylobacter* sp. est composée de deux entités comprenant chacune 10 tests miniaturisés munis de substrats déshydratés; les 10 premiers tests (URE à PAL) sont des tests enzymatiques et conventionnels alors que les 10 derniers tests (H₂S à ERO) représentent des tests d'assimilation ou d'inhibition. Il ne faut pas oublier le test de la catalase qui constitue le 21^{ème} test d'identification.

❖ Mode opératoire

Après avoir séparé la galerie API Campy en deux parties et préparer les boîtes d'incubation, les étapes suivantes sont réalisées conformément à la notice du fabricant:

➤ Préparation de l'inoculum

À partir d'une subculture, des colonies sont prélevées à l'aide d'un écouvillon stérile puis transférées dans une ampoule d'API NaCl 0,85% jusqu'à l'obtention d'une suspension bactérienne homogène d'opacité égale à 6 McFarland, et ce par comparaison au témoin d'opacité présent dans le coffret.

➤ Inoculation de la galerie

La première partie de la galerie ainsi que le test H₂S de la deuxième partie de la galerie sont inoculés à l'aide d'une pipette pasteur stérile à partir de l'inoculum préparé.

Le reste de la suspension est transférée dans une ampoule API AUX Medium afin de compléter la deuxième partie de la galerie (GLU à ERO).

➤ Incubation de la galerie

Après avoir recouvert la cupule URE d'huile de paraffine, la galerie API Campy est incubée à $36^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ pendant 24 heures ; la première partie en atmosphère aérobie et la deuxième partie en atmosphère microaérophile.

Avant d'entamer la lecture de la galerie API Campy, il est nécessaire de rajouter les réactifs suivants : nitrate 1 et nitrate 2 (NIT 1 et NIT 2) au test NIT, ninhydrine (NIN) au test HIP et Fast Blue (FB) nécessaire aux tests GGT, PyrA, ArgA, AspA et PAL. Toutefois, le réactif Fast Blue n'a pu être utilisé en raison de son indisponibilité.

La lecture et l'interprétation des réactions sont répertoriées dans le tableau 24 (annexe 5.2).

L'aspect de *C. coli* et de *C. jejuni* sur galerie API Campy est représenté par les figures 13 et 14.



Figure 13 : Aspect de *C. coli* sur galerie API Campy (photo personnelle).



Figure 14 : Aspect de *C. jejuni* sur galerie API Campy (photo personnelle).

III.2.3. Étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées

❖ Principe

Afin de tester la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées à partir des prélèvements de peaux de cou et de caecums, nous avons employé la méthode de diffusion en milieu gélosé (méthode des disques). Cette dernière a été réalisée selon la fiche technique des *Campylobacter* spp. du fascicule du «Comité National de Standardisation de l'Antibiogramme en Médecine Humaine à l'Échelle Nationale» de la 5^{ème} édition de 2008 (Anonyme, 2008), elle-même extraite

des recommandations du « Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie » (CA-SFM) de l'édition de janvier 2007.

Les antibiotiques à tester préconisés par le présent fascicule sont l'ampicilline, la gentamicine, l'érythromycine, la ciprofloxacine, la tétracycline et le chloramphénicol. Par ailleurs, une étude de la sensibilité à l'acide nalidixique a également été effectuée.

❖ Mode opératoire

Tout d'abord, grâce à un densitomètre, une suspension d'opacité égale à 0,5 McFarland est préparée en prélevant à l'aide d'un écouvillon stérile quelques colonies bien distinctes d'une culture pure jeune, de 18 à 24 heures d'incubation, afin de les inoculer dans 4 ml d'eau physiologique stérile à 0,9%. Ensuite, après une dilution au $1/10^{\text{ème}}$, un ensemencement par écouvillonnage est réalisé sur la surface de la gélose Mueller Hinton additionnée de 5% de sang de cheval comme suit :

- L'écouvillon est plongé dans la suspension puis essoré à l'intérieur du tube, en le pressant contre la paroi ;
- L'ensemencement est ensuite établi en faisant des stries serrées sur la totalité de la surface de la gélose puis la même action est répétée deux fois de suite en imprimant, à chaque fois, des mouvements de rotation de 60°C à la boîte et en faisant tourner l'écouvillon sur lui-même ;
- L'écouvillon est finalement tourné sur le pourtour de la gélose puis la boîte est fermée et laissée sur la paillasse durant 5 minutes ;

Enfin, grâce à un applicateur, les disques d'antibiotiques à tester sont appliqués sur la gélose en veillant à ce qu'ils soient espacés et bien en place. Les boîtes sont par la suite incubées à 37°C pendant 24 heures en microaérophilie.

Le diamètre des zones d'inhibition des disques d'antibiotiques est mesuré au moyen d'un pied à coulisse métallique placé sur les boîtes fermées. Selon le diamètre critique noté, chaque souche de *Campylobacter* spp. est classée dans l'une des trois catégories suivantes : Sensible (S), Intermédiaire (I) ou Résistante (R) (figure 15).

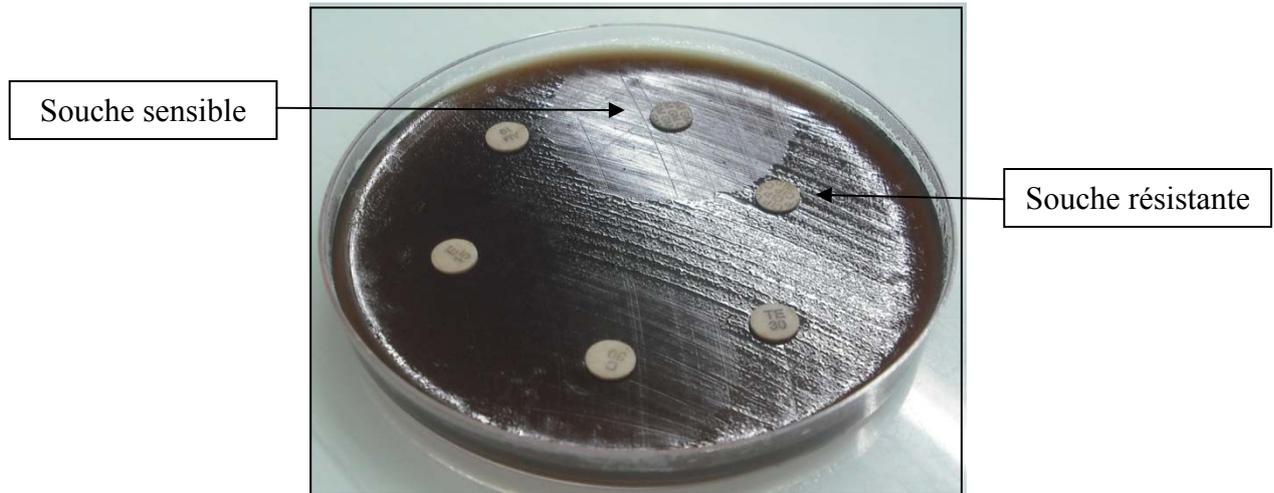


Figure 15 : Exemple de catégories de classification des souches de *Campylobacter* (photo personnelle).

La lecture ainsi que l'interprétation des résultats sont notées dans le tableau 12.

Tableau 12 : Valeurs critiques des diamètres pour *Campylobacter* spp. (Anonyme, 2008).

Antibiotiques (ATB)	Charge du disque	Diamètres critiques (mm)		
		S	I	R
Ampicilline (AM)	10 µg	≥ 19	15-18	≤ 14
Gentamicine (GM)	15 µg (10 UI)	≥ 18	17	≤ 16
Erythromycine (E)	15 UI	≥ 22	16-21	≤ 17
Ciprofloxacine (CIP)	5 µg	≥ 25	23-24	≤ 22
Tétracycline (TE)	30 UI	≥ 19	18	≤ 17
Chloramphénicol (C)	30 µg	≥ 23	20-22	≤ 19
Acide nalidixique (NA) *	30 µg	-	-	-

* : Interprétation selon la norme ISO 10272 (1995).

❖ Contrôle qualité

Pour le contrôle qualité, *E. coli* (*Escherichia coli*) ATCC 25922 et *S. aureus* (*Staphylococcus aureus*) ATCC 25923 ont permis de tester les nouveaux lots d'antibiotiques et de milieux Mueller Hinton utilisés.

III.2.4. Conservation des souches

❖ Principe

La conservation des souches est réalisée dans des milieux de conservation élaborés au sein de l'Institut Pasteur d'Alger (IPA) et également dans du BHIB (Brain Heart Infusion Broth) additionné de glycérol et ce, en vue de les repiquer pour la réalisation d'éventuels tests ultérieurs.

❖ Mode opératoire

À l'aide d'une pipette Pasteur boutonnée stérile, un inoculum bactérien est prélevé puis inoculé, d'une part, par piqûre centrale dans un milieu de conservation (Singleton, 2005) qui est stocké à température ambiante, et d'autre part, dans du BHIB supplémenté de glycérol à 20% puis congelé (Mégraud, 2007).

III.3. Méthodes d'analyse statistique

Les tests statistiques employés ont été réalisés à l'aide du logiciel Excel 2007 (Microsoft) et incluent :

- Le calcul des intervalles de confiance à 95% (IC 95%) : pour les souches isolées à partir des différents types de prélèvement ;
- Le calcul du coefficient de corrélation (R) avec un risque α fixé à 5% : pour les souches isolées à partir des prélèvements de contenus caecaux et de peaux de cou. Le test est considérée comme significatif si $R\alpha$ est inférieur ou égale R. Dans le cas contraire, le test est considérée comme non significatif ($R\alpha > R$) ;
- Les tests de comparaison de Khi-deux (χ^2) avec un risque α fixé à 5% : pour les taux de contamination des différents types de prélèvement et les taux de résistance aux antibiotiques. La différence est considérée comme significative si la probabilité (p) est inférieure ou égale au risque α ($P \leq 0.05$). Dans le cas contraire, la différence est considérée comme non significative ($P > 0.05$).

CHAPITRE II :

RESULTATS

I. FICHES D'ENQUÊTES

I.1. Au niveau des élevages

Les points communs notés entre les trois élevages visités sont les suivants :

I.1.1. Fermes

- Les fermes étaient mixtes pouvant abriter dindes ou poulets de chair ;
- Des animaux sauvages et/ou domestiques étaient présents dans les fermes ;
- Les fientes de dindes servaient d'engrais pour les terres agricoles où elles se trouvaient ;
- L'accès des animaux à l'intérieur ou à l'extérieur des bâtiments n'était pas surveillé.

I.1.2. Hygiène du bâtiment et du personnel

- L'accès était limité au personnel ;
- L'eau des abreuvoirs était sale avec des plumes à l'intérieur ;
- Il n'existait aucun plan de nettoyage et/ou de désinfection (bâtiments, véhicules de transport, circuits à eau et bottes du personnel) ;
- La lutte contre les nuisibles et le délai du vide sanitaire variaient d'une ferme à une autre.

Les différences qui ont pu être noté entre les trois élevages sont consignées dans le tableau 13.

Tableau 13 : Différences entre les trois élevages.

Élevages	E1	E2	E3
Bande	Dinde ou PC	Dinde	Dinde ou PC
Autres types d'élevage	Lapins et abeilles	Bovins	-
Chiens, chats, oiseaux sauvages et rats	+*	+	+
Insectes dans le bâtiment	mouches	mouches	-
Litière	Humide	Sèche	Sèche
Eau :			
Source de l'eau	puits + eau de ville	puits	Eau de barrage
Contrôle qualité des eaux	-	-	-
Lutte contre les nuisibles	Rats et insectes	-*	Rats

PC : Poulet de chair ; + : présence ; - : absence ; +* : sangliers en plus ; -* : terriers de rats.

I.2. Au niveau des établissements d'abattage

Les points communs notés entre les différents établissements visités sont les suivants :

I.2.1. Opérations de pré-abattage

- Le transport s'est effectué dans des camions non ventilés avec entassement possible des sujets vivants ;
- La diète hydrique et le repos des animaux n'étaient respectés que dans la tuerie de Boudouaou.

I.2.2. Opérations d'abattage

- Un seul lot de dinde était abattu par jour ;
- Uniquement l'espèce dinde était abattue dans la tuerie de Boudouaou ;
- Les dindes et les poulets de chair étaient abattus dans la tuerie d'Ouled Haddadj ainsi que dans l'abattoir de Bordj Menaïel qui était équipé d'une seule chaîne d'abattage ;
- L'abattage des dindes s'est fait avant les poulets de chair dans la tuerie d'Ouled Haddadj et après les poulets de chair dans l'abattoir de Bordj Menaïel sans croisement des lots ;
- L'absence d'autres animaux et d'insectes lors des opérations d'abattage a été constatée.

I.2.3. Hygiène du personnel et de l'abattoir

- L'accès était limité au personnel qui avait plus ou moins une tâche spécifique ;
- Le matériel d'abattage n'était pas stérilisé lors du passage d'un sujet à un autre ;
- Des systèmes d'évacuation des eaux usées étaient présents dans tous les lieux d'abattage mais il n'existait pas de contrôle de la qualité des eaux ;
- Le personnel travaillait sans calot et sans gants de protection ;
- Il n'existait aucun plan de nettoyage et / ou de désinfection ;
- Le lavage des mains du personnel se faisait à l'aide de produits ménagers usuels servant également au lavage du matériel d'abattage et de l'établissement ;
- Les établissements étaient lavés et les déchets étaient livrés à l'APC (Assemblée Populaire Communale) à la fin de chaque journée d'abattage ;
- Les raticides étaient utilisés afin de lutter contre les nuisibles.

I.2.4. Remarques personnelles

Les différents points relevés dans les établissements visités concernant la méthode, le matériel et la main d'œuvre sont répertoriés dans le tableau 14.

Tableau 14 : Remarques personnelles.

Tueries	Abattoir
<ul style="list-style-type: none"> L'abattage s'effectuait de façon manuelle. 	<ul style="list-style-type: none"> L'abattage s'effectuait de façon industrielle.
<ul style="list-style-type: none"> La marche en avant n'était pas respectée. 	<ul style="list-style-type: none"> La marche en avant était respectée.
<ul style="list-style-type: none"> L'équipement d'abattage était en inox. 	<ul style="list-style-type: none"> L'équipement d'abattage était en caoutchouc et en inox.
<ul style="list-style-type: none"> Les pailles de saignée et de plumaison étaient en acier dans la tuerie T1, en marbre et faïence dans la tuerie T2 et T2'. 	<ul style="list-style-type: none"> La paille employée pour le vidage des gésiers était en inox.
<ul style="list-style-type: none"> Les carcasses étaient déposées soit sur des caisses en plastique (T1) ou à même le sol (T2, T2') avant leur livraison ou bien leur stockage en chambre froide. 	<ul style="list-style-type: none"> Les carcasses étaient déposées sur des étagères en vue de leur stockage en chambre froide.
<ul style="list-style-type: none"> Les températures de la chambre froide et de l'eau d'échaudage n'étaient pas contrôlées. 	<ul style="list-style-type: none"> Les températures de la chambre froide et de l'eau d'échaudage étaient contrôlées.
<ul style="list-style-type: none"> Le nettoyage se faisait au moyen d'une lance à eau. 	<ul style="list-style-type: none"> Le nettoyage se faisait au moyen d'un nettoyeur à haute pression.
<ul style="list-style-type: none"> Le personnel n'avait pas d'uniformes, leurs tenues étaient très sales et certains employés portaient des bracelets dans la tuerie T1. 	<ul style="list-style-type: none"> Le personnel avait des uniformes propres mais portait des bagues et des foulards.
<ul style="list-style-type: none"> Lors des opérations d'abattage, le sol était sali par le sang et les plumes des dindes abattues. 	<ul style="list-style-type: none"> Lors des opérations d'abattage, le sol et la paille étaient rincés à l'aide d'un nettoyeur à haute pression en direction des carcasses.

II. DÉTECTION DES *CAMPYLOBACTER* THERMOTOLÉRANTS

II.1. Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants dans l'ensemble des établissements

Sur l'ensemble des 300 prélèvements réalisés en élevages et en établissements d'abattage, nous avons détecté 213 souches de *Campylobacter* thermotolérants (71,0%) réparties comme suit :

- 68,0% (68/100) des prélèvements de fientes (annexe 6.1) ;
- 90,0% (90/100) des prélèvements de contenus caecaux (annexe 6.2) ;
- 55,0% (55/100) des prélèvements de peaux de cou (annexe 6.3).

Le taux de contamination des contenus caecaux (90,0%) est de loin le plus élevé ; viennent ensuite, les taux de contamination des fientes (68,0%) puis des peaux de cou (55,0%). Il est à noter que la différence entre ces trois résultats était statistiquement significative ($P < 0,05$).

Les prévalences observées sont notées dans le tableau 15 et représentées par la figure 16.

Tableau 15 : Répartition des taux de contamination en fonction du type de prélèvement.

Type de prélèvements	Nombre de prélèvements	Nombre de prélèvements positifs	Prévalence	Intervalle de confiance à 95%
Contenu caecal	100	90	90,0%	84 – 96
Fiente	100	68	68,0%	59 – 77
Peau de cou	100	55	55,0%	45 – 65

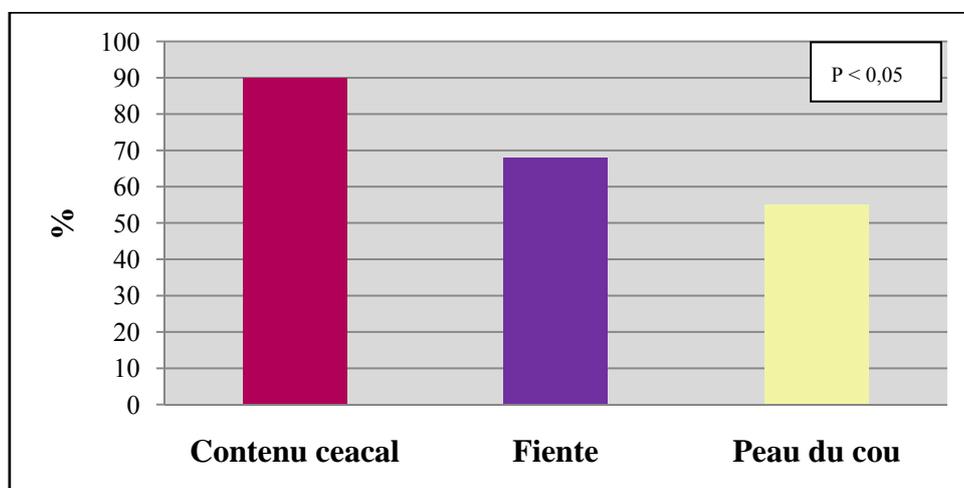


Figure 16 : Répartition des taux de contamination en fonction du type de prélèvement.

II.2. Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants dans les élevages

La répartition des 68 souches de *Campylobacter* thermotolérants isolées à partir des prélèvements de fientes dans les trois élevages visités était la suivante :

- Pour l'élevage E1 : 29 souches de *Campylobacter* thermotolérants ont été isolées ; soit un taux de contamination de 82,9% ;
- Pour l'élevage E2 : 17 souches de *Campylobacter* thermotolérants ont été isolées ; ce qui correspond à un taux de contamination de 53,1% ;
- Pour l'élevage E3 : 22 souches de *Campylobacter* thermotolérants ont été isolées ; ce qui équivaut à un taux de contamination de 66,7%.

La différence entre les résultats des trois élevages était statistiquement significative ($P < 0,05$).

Les prévalences observées sont rapportées dans le tableau 16 et représentées par la figure 17.

Tableau 16 : Répartition des taux de contamination en fonction des élevages.

Élevage	Nombre de prélèvements	Nombre de prélèvements positifs	Prévalence
E1	35	29	82,9 %
E2	32	17	53,1 %
E3	33	22	66,7 %

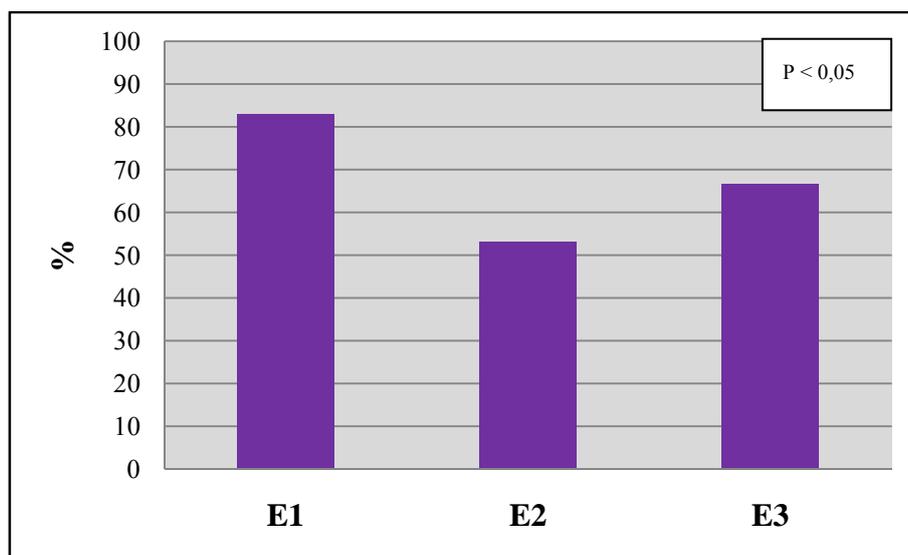


Figure 17 : Répartition des taux de contamination en fonction des élevages.

II.3. Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants dans les établissements d'abattage

Sur la totalité des 200 prélèvements réalisés dans les établissements d'abattage, 145 souches de *Campylobacter* thermotolérants (72,5%) ont été isolées ; 90 à partir des contenus caecaux et 55 à partir des peaux de cou.

II.3.1. Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants dans les contenus caecaux

La distribution des 90 souches de *Campylobacter* thermotolérants isolées à partir des contenus caecaux était comme suit :

- Pour la tuerie T1 : 16 souches étaient isolées; ce qui correspond à un taux de contamination de 80,0% ;
- Pour la tuerie T2 : 19 souches étaient isolées; ce qui équivaut à un taux de contamination de 95,0% ;
- Pour la tuerie T2' : 27 souches étaient isolées; ce qui représente à un taux de contamination de 90,0% ;
- Pour l'ensemble des trois tueries T, 62 souches étaient isolées; soit un taux de contamination de 88,6% ;
- Pour l'abattoir A : 28 souches étaient isolées; ce qui représente un taux de contamination de 93,3%.

La différence entre tous ces résultats n'était pas statistiquement significative ($P > 0,05$).

II.3.2. Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants dans les peaux de cou

Les 55 souches de *Campylobacter* thermotolérants isolées à partir des peaux de cou étaient réparties de la façon suivante :

- Pour la tuerie T1 : 6 souches ont été isolées; ce qui représente un taux de contamination de 30,0% ;
- Pour la tuerie T2 : 12 souches ont été isolées; soit un taux de contamination de 65,0% ;
- Pour la tuerie T2' : 7 souches ont été isolées ; ce qui correspond à un taux de contamination de 23,3% ;

- Pour l'ensemble des trois tueries T : 26 souches étaient isolées; soit un taux de contamination de 37,1% ;
- Pour l'abattoir A : 29 souches ont été isolées ; soit un taux de contamination de 96,7 %.

La différence entre tous ces résultats était statistiquement significative (P<0,05).

Par ailleurs, il est important de souligner qu'aucune corrélation linéaire n'a été constatée entre les taux de contamination des contenus caecaux et des peaux de cou ($R\alpha (0,97) > R (0,56)$).

Les résultats en question sont répertoriés dans le tableau 17 et représentés par la figure 18.

Tableau 17 : Répartition des taux de contamination en fonction du type de prélèvement et de l'établissement d'abattage.

Établissement	Nombre de prélèvements	Prélèvements positifs			
		Contenu caecal*		Peau du cou**	
		n	%	n	%
T1	20	16	80,0	6	30,0
T2	20	19	95,0	13	65,0
T2'	30	27	90,0	7	23,3
T	70	62	88,6	26	37,1
A	30	28	93,3	29	96,7

* : P > 0,05 ; ** : P < 0,05.

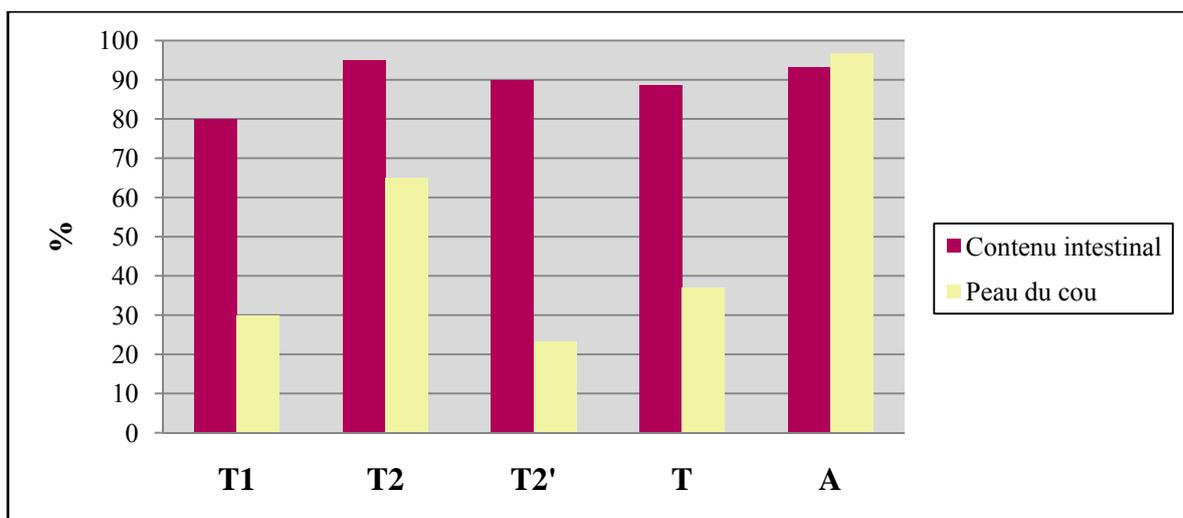


Figure 18 : Répartition des taux de contamination en fonction du type de prélèvement et de l'établissement d'abattage.

III. CARACTÉRISATION PHÉNOTYPIQUE DES SOUCHES DE *CAMPYLOBACTER* THERMOTOLÉRANTS ISOLÉES

III.1. Identification des *Campylobacter* spp. à l'aide de galeries classiques

Le test de la catalase nous a permis de déduire que les 213 souches de *Campylobacter* thermotolérants (71,0%) isolées à partir des 300 prélèvements effectués, pouvaient appartenir soit à l'espèce *Campylobacter jejuni*, soit à *Campylobacter coli* ou bien à *Campylobacter lari*.

Les 145 souches isolées à partir des établissements d'abattage devaient être confirmées grâce à l'étude de la sensibilité à la céfalotine et à l'acide nalidixique, celle-ci s'est déroulée en même temps que l'étude de la sensibilité aux autres antibiotiques testés. Etant donné que le repiquage de 17 souches (11,7%) de *Campylobacter* thermotolérants s'est avéré impossible, seules 128 souches (88,3%) ont pu faire l'objet d'une étude de la sensibilité aux antibiotiques ; soit 81 souches sur les 90 (90,0%) isolées à partir des contenus caecaux (annexe 7.1) et 47 souches (85,5%) sur les 55 isolées à partir des peaux de cou (annexe 7.2). La répartition des 213 souches de *Campylobacter* est résumée par la figure 20.

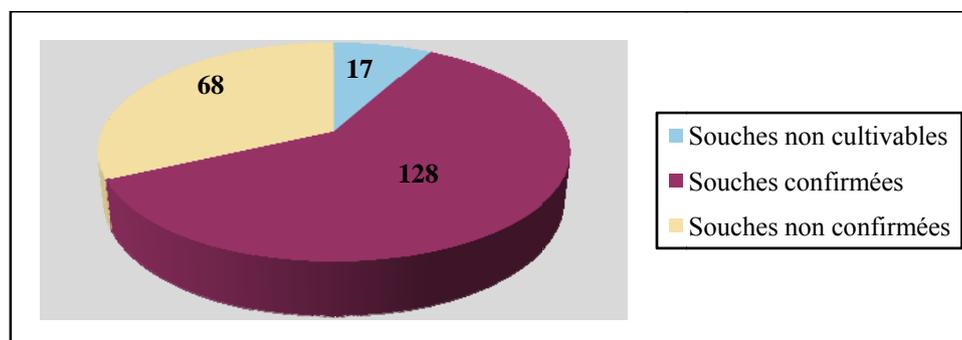


Figure 19 : Répartition des 213 souches de *Campylobacter* spp. (*C. jejuni*, *C. coli* ou *C. lari*).

III.2. Identification des *Campylobacter* spp. à l'aide de galeries API Campy

III.2.1. Prévalence globale des *Campylobacter* spp. dans les différents types de prélèvement

Parmi les 213 souches isolées de *Campylobacter* spp., 30 souches de *C. jejuni* (14,1%) et 14 de *C. coli* (6,6%) ont été identifiées ; les 169 souches (79,3%) restantes de *Campylobacter* thermotolérants n'ont pu être identifiées au niveau de l'espèce. La différence entre tous ces résultats était statistiquement significative ($P < 0,05$) (figure 21).

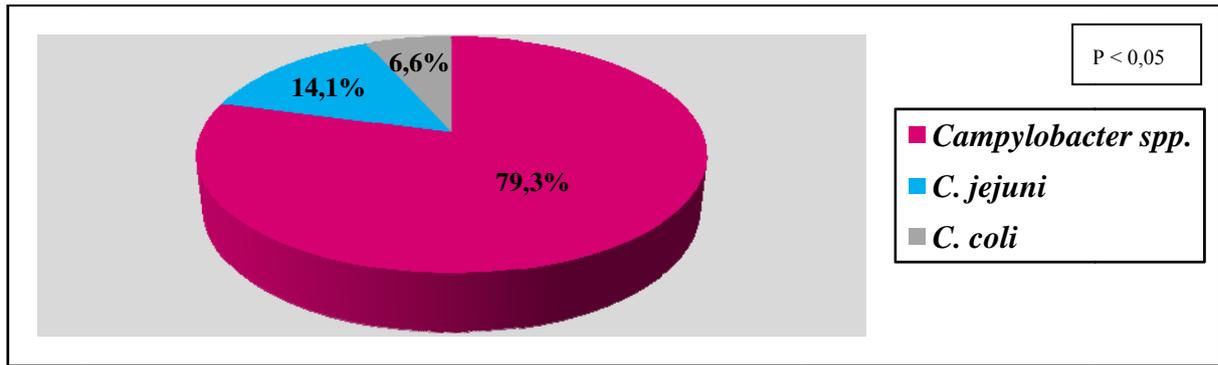


Figure 20 : Taux de contamination des différents types de prélèvement par les *Campylobacter spp.*

III.2.2. Prévalence des *Campylobacter spp.* dans les prélèvements de fientes

La caractérisation phénotypique de 14 souches sur 68 (20,6%) de *Campylobacter* thermotolérants nous a permis d'identifier 5 espèces de *C. jejuni* et 9 espèces de *C. coli* (annexe 7.3) ; ce qui correspond à des prévalences respectives de 35,7% et 64,3%. La différence entre les taux de contamination des deux espèces était statistiquement significative ($P < 0,05$) (figure 22).

III.2.3. Prévalence des *Campylobacter spp.* dans les prélèvements de peaux de cou

L'identification de l'espèce effectuée pour 30 isolats (54,5%) parmi les 55 souches de *Campylobacter* thermotolérants isolées nous a permis de déceler 25 espèces de *C. jejuni* et 5 espèces de *C. coli* (annexe 7.4) ; soit une prévalence de l'ordre de 83,3% et 16,7% respectivement. La différence entre les taux de contamination des deux espèces était significative ($P < 0,05$) (figure 23).

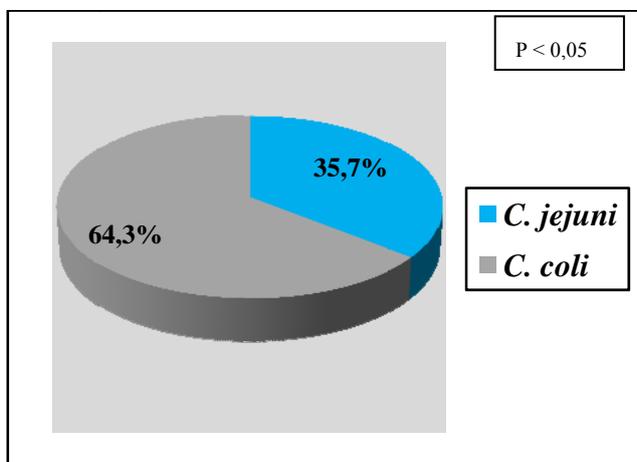


Figure 21: Taux de contamination des fientes par *C. jejuni* et *C. coli*.

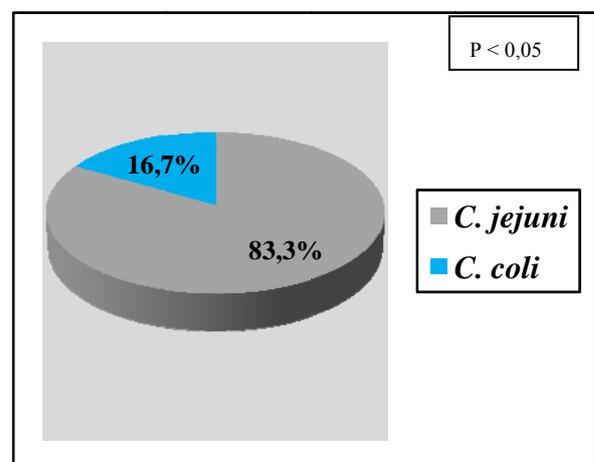


Figure 22: Taux de contamination des peaux de cou par *C. jejuni* et *C. coli*.

IV. ÉTUDE DE LA SENSIBILITÉ AUX ANTIBIOTIQUES DES SOUCHES ISOLÉES

IV.1. Étude globale

La lecture des diamètres d’inhibition pour les 128 souches isolées à partir établissements d’abattage (annexes 8.1 et 8.2) nous a permis de constater l’existence aussi bien de souches sensibles que résistantes aux différents antibiotiques testés. Néanmoins, certaines souches étaient catégorisées comme intermédiaires.

Nos résultats sont notés dans le tableau 18 et représentés par la figure 24.

Tableau 18 : Taux de sensibilité aux antibiotiques des 128 souches isolées à partir établissements d’abattage.

ATB	AM		GM		E		CIP		TE		C		NA	
	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%
R	84	65,6	0	0,0	32	25,0	96	75,0	104	81,3	0	0,00	112	87,5
S	38	29,7	123	96,1	92	71,9	28	21,9	21	16,4	115	89,8	16	12,5
I	6	4,7	5	3,9	4	3,1	4	3,1	3	2,3	13	10,2	0	0,0

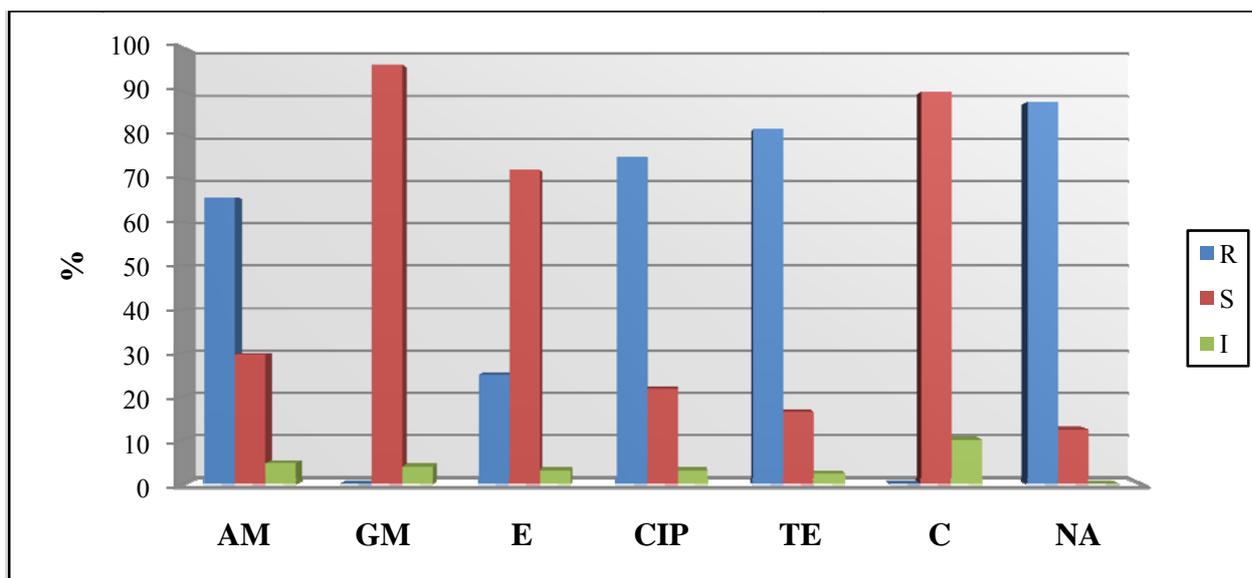


Figure 23 : Taux de sensibilité aux antibiotiques des 128 souches isolées à partir établissements d’abattage.

IV.2. Taux de résistance aux antibiotiques

IV.2.1. Taux de résistance aux antibiotiques en fonction de l'antibiotique testé

L'interprétation des résultats de l'antibiogramme des 128 souches testées a révélé, par ordre de fréquence décroissante, que 112 souches étaient résistantes à l'acide nalidixique (87,5%), 104 souches à la tétracycline (81,3%), 96 souches à la ciprofloxacine (75,0%), 84 souches à l'ampicilline (65,6%) et 32 souches à l'érythromycine (25,0%). Cependant, aucune résistance n'a été notée vis-à-vis de la gentamicine et du chloramphénicol (voir tableau et figure 15). Il est à noter que la différence entre les taux de résistance à l'acide nalidixique, à la tétracycline, à la ciprofloxacine et à l'ampicilline n'était pas statistiquement significative ($P > 0,05$).

IV.2.2. Taux de résistance aux antibiotiques en fonction de la nature des prélèvements

Après avoir comparé les taux de résistance à chaque antibiotique pour les souches de *Campylobacter* thermotolérants isolées à partir des contenus caecaux et des peaux de cou, nous avons pu déduire que la différence n'était pas statistiquement significative ($P > 0,05$) (tableau 19 et figure 25).

Tableau 19 : Répartition des taux de résistance aux antibiotiques en fonction de la nature des prélèvements.

Antibiotiques testés	Nature des prélèvements				P
	Contenu caecal (81)		Peau de cou (47)		
	n	%	n	%	
AM	52	64,2	32	68,1	>0,05
GM	0	0,0	0	0,0	>0,05
E	18	22,2	14	29,8	>0,05
CIP	59	72,8	37	78,7	>0,05
TE	63	77,8	41	87,2	>0,05
C	0	0,0	0	0,0	>0,05
NA	65	80,3	46	97,9	>0,05

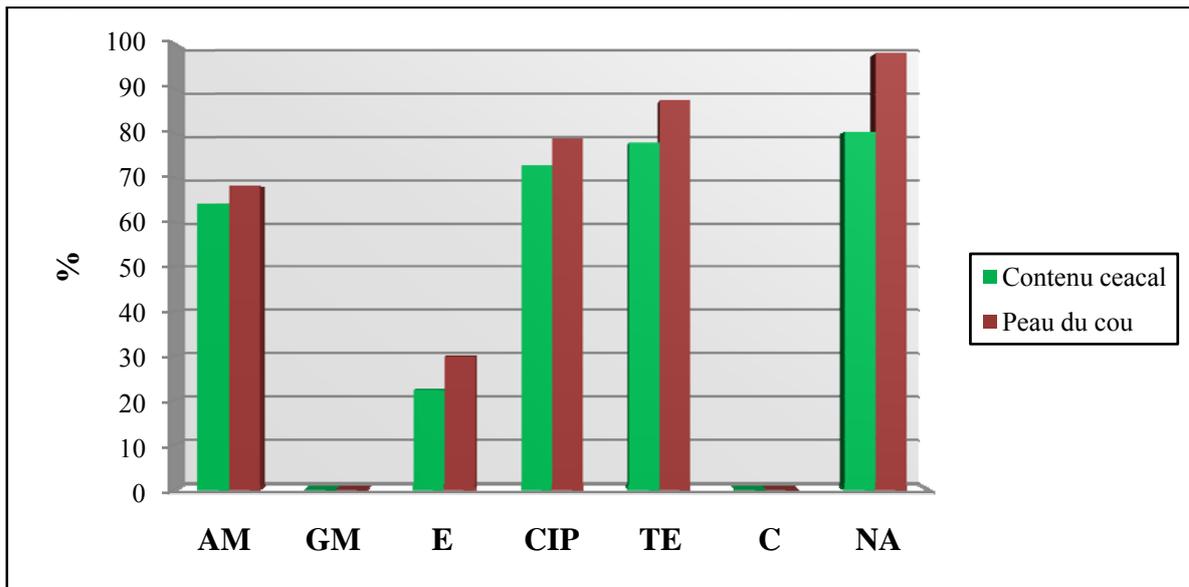


Figure 24 : Répartition des taux de résistance aux antibiotiques en fonction de la nature des prélèvements.

IV.2.3. Taux de résistance aux antibiotiques en fonction de l'établissement d'abattage

Les taux de résistance les plus élevés, notés par établissement d'abattage étaient vis-à-vis de :

- L'érythromycine (100%), de la ciprofloxacine (70,6%) et de la tétracycline (88,2%) pour la tuerie T1 ($P > 0,05$) ;
- L'acide nalidixique (82,8%) pour la tuerie T2 ;
- L'ampicilline (81,5%), de la ciprofloxacine (81,5%), de la tétracycline (77,8%) et de l'acide nalidixique (100%) pour la tuerie T2' ($P > 0,05$) ;
- L'ampicilline (72,7%), de la ciprofloxacine (100%), de la tétracycline (98,2%) et de l'acide nalidixique (92,7%) pour l'abattoir A ($P > 0,05$).

La différence entre les taux de résistance à chaque antibiotique pour les souches de *Campylobacter* thermotolérants isolées à partir de chaque établissement d'abattage était statistiquement significative ($P < 0,05$).

Les taux de résistance aux différents antibiotiques testés pour les isolats de chaque établissement d'abattage sont répertoriés dans le tableau 20 et la figure 26.

Tableau 20: Répartition des taux de résistance aux antibiotiques en fonction de l'établissement d'abattage.

Antibiotiques testés	T1 (17)		T2 (29)		T2' (27)		A (55)		P
	n	%	n	%	n	%	n	%	
AM	9	52,9	13	44,8	22	81,5	40	72,7	<0,05
GM	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	/
E	17	100,0	8	27,6	6	22,2	1	1,8	<0,05
CIP	12	70,6	7	24,1	22	81,5	55	100,00	<0,05
TE	15	88,2	14	48,3	21	77,8	54	98,2	<0,05
C	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	/
NA	9	52,9	24	82,8	27	100,0	51	92,7	<0,05

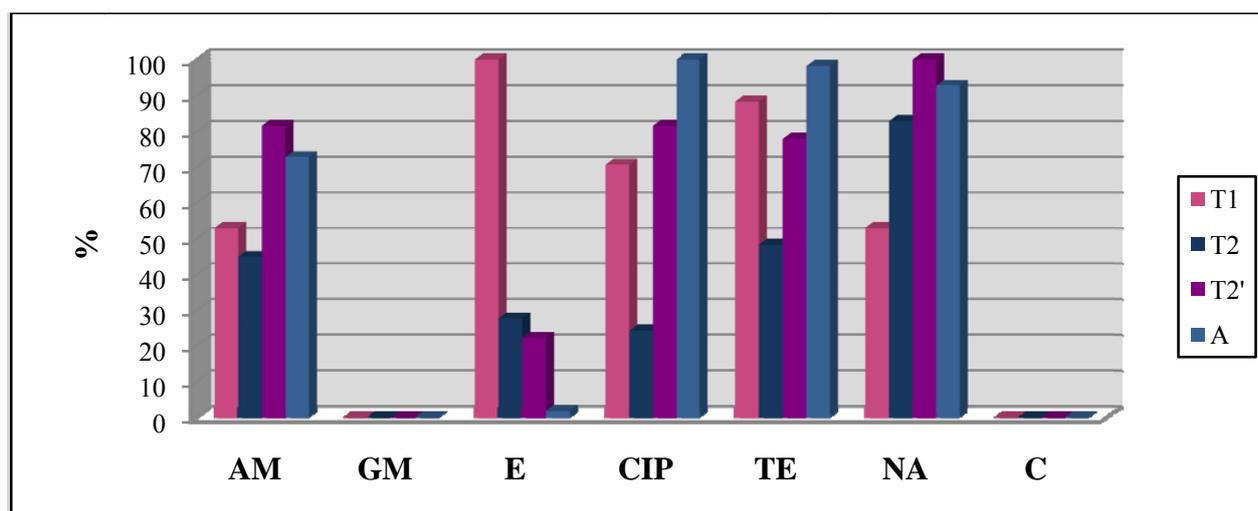


Figure 25 : Répartition des taux de résistance aux antibiotiques en fonction de l'établissement d'abattage.

IV.3. Multirésistances et profils de résistance aux antibiotiques

IV.3.1. Multirésistances

Toutes les souches isolées à partir des établissements d'abattage étaient résistantes à au moins un antibiotique (100%), 19 souches étaient résistantes à 2 antibiotiques (14,8%) et 104 isolats étaient résistants à au moins trois antibiotiques (81,2%). Il est à noter que 68 souches (53,1%) étaient résistantes à 4 antibiotiques ; c'est la multirésistance la plus fréquemment observée (tableau 21 et figure 27).

Tableau 21 : Taux de multirésistance aux antibiotiques des 128 isolats testés.

Nombre d'antibiotiques	1	2	3	4	5
Nombre de souches	5	19	32	68	4
Pourcentage	3,9	14,8	25,0	53,1	3,1

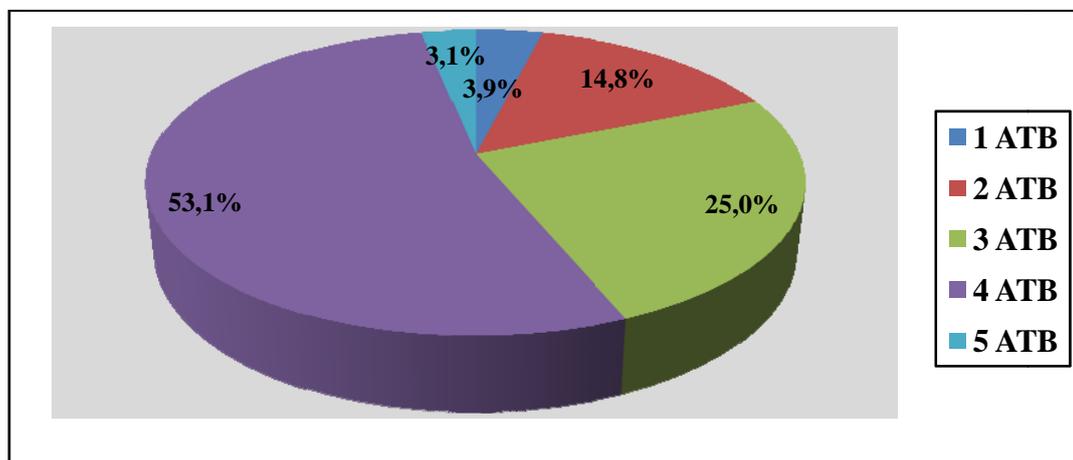


Figure 26 : Taux de multirésistance aux antibiotiques des 128 isolats testés.

IV.3.2. Profils de résistance aux antibiotiques

Au cours de cette étude, nous avons noté 20 profils de résistance différents incluant de 1 jusqu'à 5 antibiotiques et pouvant être observés entre une et 55 fois. Le profil de résistance le plus commun a été constaté 55 fois (43,0%) et comprenait les antibiotiques suivants : l'ampicilline, l'acide nalidixique, la ciprofloxacine et la tétracycline. Par ailleurs, toutes les bactéries multirésistantes incluaient de la ciprofloxacine et/ou de l'érythromycine dans leur profil (tableau 22 et figure 28).

Tableau 22 : Profils de résistance aux antibiotiques des 128 isolats testés.

Nombre de profils	Profils d'antibiorésistance	Souches	
		n	%
1	TE	2	1,6
2	E	1	0,8
3	NA	2	1,6
4	AM-NA	9	7,0
5	NA-TE	4	3,1

6	NA-E	2	1,6
7	NA-CIP	2	1,6
8	CIP-TE	3	2,3
9	E-CIP-TE	2	1,6
10	AM-E-TE	1	0,8
11	E-CIP-NA	1	0,8
12	E-TE-NA	9	7,0
13	AM-CIP-NA	7	5,5
14	NA-CIP-TE	11	8,6
15	AM-CIP-TE	1	0,8
16	AM-E-CIP-TE	5	3,9
17	E-CIP-TE-NA	5	3,9
18	AM-E-NA-TE	2	1,6
19	AM-NA-CIP-TE	55	43,0
20	AM-E-TE-CIP-NA	4	3,1

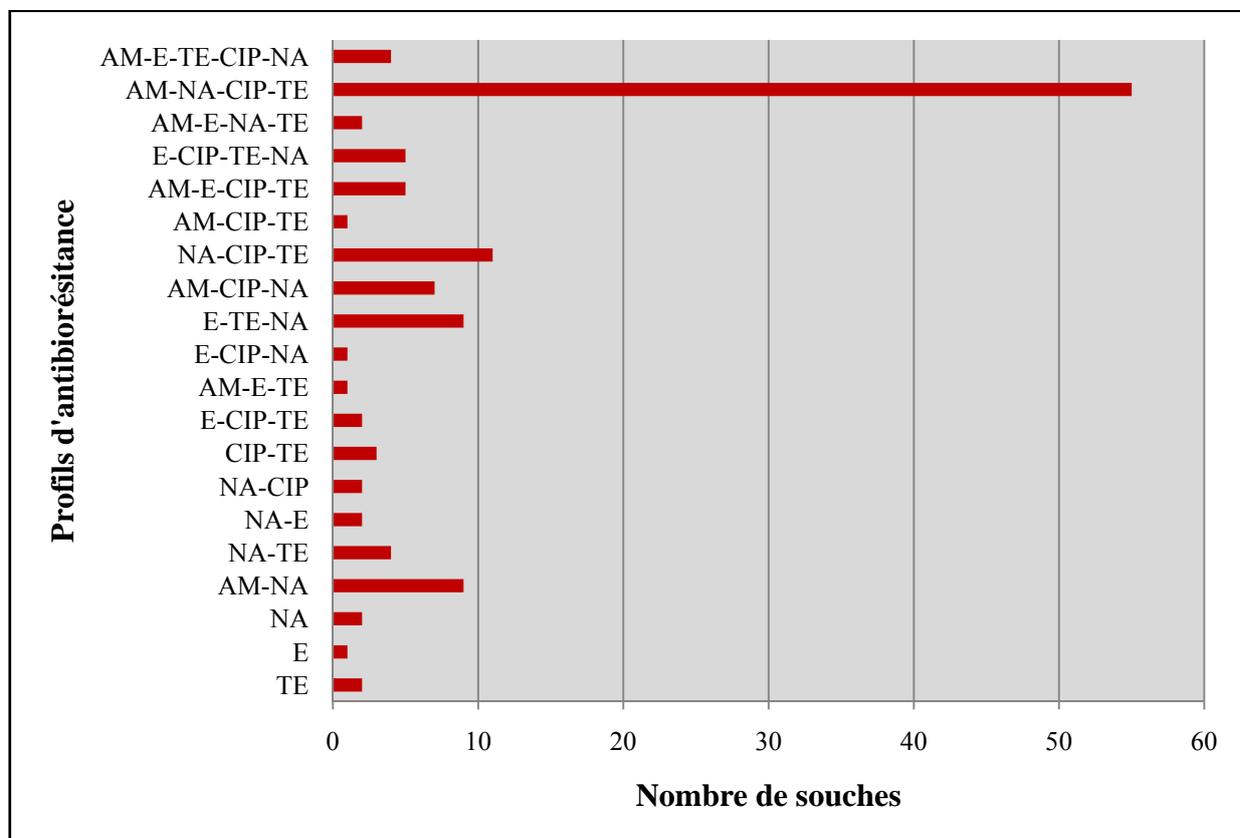


Figure 27 : Profils de résistance aux antibiotiques des 128 isolats testés.

CHAPITRE III :

DISCUSSION

Avant d'entamer ladite discussion, il est nécessaire de savoir qu'excepté l'Iran, tous les travaux consultés concernant l'isolement, l'identification et l'étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches de *Campylobacter* isolées chez la dinde, se sont déroulés dans des pays industrialisés. Nous n'avons retrouvé aucune étude menée sur ce thème en Algérie et dans les autres pays en voie de développement voisins ou éloignés.

I. DÉTECTION DES *CAMPYLOBACTER* THERMOTOLÉRANTS

Selon différents auteurs, chez la volaille, la variation de la prévalence des *Campylobacter* constatée entre les différentes études, serait vraisemblablement liée à un certain nombre de facteurs tels que : la saison, la localisation géographique, la méthode de recherche (Berrang *et al.*, 2000), la taille et la catégorie de l'échantillon (Jeffrey *et al.*, 2001).

I.1. Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants dans l'ensemble des établissements

Étant donné que la dinde fait partie des principaux réservoirs de *Campylobacter* thermotolérants la fréquence de ces bactéries se trouve naturellement plus élevée au niveau du tractus intestinal qu'au niveau de la peau du cou (Corry et Atabay, 2001).

En outre, excepté l'influence de la sélectivité des milieux de culture et des sources de contamination liées à l'élevage, la différence significative qui a été notée entre les taux de contamination des *Campylobacter* dans les prélèvements de fientes et de contenus caecaux serait probablement engendrée par la saison. En effet, les prélèvements de fientes se sont déroulés en fin d'automne (décembre 2009) alors que les prélèvements de contenus caecaux ont été effectués pendant l'été 2010. Or, certains auteurs tels que Reich *et al.* (2008) ont rapporté que le pic de contamination des bandes de volailles par les *Campylobacter* s'observait en été et qu'il régressait par la suite.

I.2. Contamination des élevages par les *Campylobacter* thermotolérants

I.2.1. Prévalence

Au cours de notre présent travail, nous avons constaté que la prévalence des *Campylobacter* thermotolérants était de l'ordre de 68,0% (IC 95% : 59-77) pour l'ensemble des lots prélevés. Des études évaluant le taux des *Campylobacter* isolés à partir de prélèvements de fientes fraîches chez des dindes en fin de période d'élevage ont révélé que nos résultats étaient cohérents avec ceux enregistrés aux USA (67%) (Szalanski *et al.*, 2004) et en Grèce (77%) (Cox *et al.*, 2000). Cependant, des résultats inférieurs aux nôtres ont été notés en Finlande (28%) (Perko-Mäkelä *et al.*, 2009) mais également lors d'une autre étude réalisée aux USA où un taux de contamination évalué à 52,5% a été rapporté (Kiess, 2001). Des taux largement supérieurs aux nôtres (100%) ont toutefois été constatés dans de nombreux pays industrialisés tel que le Royaume-Uni (Wallace *et al.*, 1998).

I.2.2. Sources de contamination

Nos travaux ont révélé que les *Campylobacter* thermotolérants étaient isolés dans 53,1%, 66,7% et 82,9% des lots E1, E2 et E3 respectivement. Par conséquent, ces bactéries étaient présentes dans au moins la moitié des échantillons de fientes prélevés ; ce qui implique une transmission horizontale non négligeable (Puterflam *et al.*, 2007). En effet, plusieurs sources probables de contamination pouvant être à l'origine de la transmission des *Campylobacter* ont été constatées dans tous les élevages visités, parmi lesquelles nous citerons celles qui ont été décrites par Doyle et Erickson (2006), à savoir : les engrais, l'habitat des volailles, l'eau de boisson, la présence d'autres animaux à sang chaud (domestiques et sauvages) et l'homme. De même que le libre accès à l'extérieur ainsi que la pluralité des souches de volailles également cités par McCrea *et al.* (2006). De plus, hormis la variété d'espèces animales présentes dans l'élevage E1 qui était supérieure à celle des deux autres fermes (E2 et E3), la litière interviendrait également dans l'accroissement du taux de contamination de cet élevage. Bien qu'elle soit en copeaux de bois, elle était humide contrairement aux deux autres bâtiments où la litière était en paille mais sèche. Or, d'après la littérature, les *Campylobacter* seraient incapables de survivre dans une litière fraîche (Line, 2006).

Par ailleurs, Szalanski *et al.* (2004) ont isolé pour la première fois des *Campylobacter* spp. à partir de mouches présentes dans des bâtiments d'élevage de dindes aux USA avec un taux de contamination de l'ordre de 23,3%. Ainsi, la présence de tels insectes dans les deux établissements d'élevage E1 et E2 contribueraient également à leur contamination.

En revanche, le plus faible taux de contamination a été constaté dans l'élevage E2, nonobstant l'existence de sources de transmission potentielles. Dans cette ferme, les sujets étaient élevés sous - serre et seulement l'élevage de dindes était pratiqué contrairement aux deux autres fermes (E1 et E3) où l'élevage de dindes en bâtiment succédait à celui du poulet de chair. Cependant, aucune déduction ne peut être envisagée étant donné qu'aucune publication n'a démontré jusqu'à présent si la prévalence des *Campylobacter* variait en fonction du type du bâtiment d'élevage.

En outre, certaines publications ont admis que les volailles pouvaient être contaminées par des souches de *Campylobacter* émanant de lots élevés précédemment dans le même bâtiment où leur élevage a lieu (ACMSF (Advisory Committee on the Microbiological Safety of Food), 2005) sans avoir pour autant étudié l'influence des espèces de volaille de deux lots successifs sur la variation du taux de contamination par les *Campylobacter*.

I.3. Contamination des établissements d'abattage par les *Campylobacter* thermotolérants

I.3.1. Contamination des contenus caecaux par les *Campylobacter* thermotolérants

I.3.1.1. Prévalence

Pour la totalité des établissements d'abattage visités, 90,0% (IC 95%: 84-96) des contenus caecaux de dindes étaient contaminés par les *Campylobacter* thermotolérants. Bien que ce taux de contamination soit très élevé, il concorde avec les prévalences enregistrées dans quelques abattoirs aux USA où 84% (Wesley et Muraoka, 2009) et 93,3% (Yusufu *et al.*, 1983 cité par Cox *et al.*, 2000) des prélèvements étaient positifs pour *Campylobacter*.

En revanche, des prévalences nettement inférieures aux nôtres ont été constatées dans divers pays développés suite à des prélèvements de caecums de dindes parmi lesquels nous citerons : le Canada (46%) (Arsenault *et al.*, 2007) et la Finlande (37,5%) (Perko-Mäkelä *et al.*, 2009). De même, 67% (Borck *et al.*, 2002) et 74,7% (AFSSA, 2003) des écouvillons cloacaux de dindes prélevés dans des abattoirs localisés respectivement au Danemark et en France étaient positifs pour *Campylobacter*. A noter que des taux relativement supérieurs aux nôtres (100%) ont été également notés aux USA (Luechtefeld et Wang 1981 ; Wesley *et al.*, 2005).

I.3.1.2. Sources de contamination

Dans les différents établissements d'abattage visités, les *Campylobacter* thermotolérants étaient isolés à partir de tous les lots prélevés avec des prévalences très élevées allant de 80,0 à 95,0% ; ce qui indique que tous les élevages des lots prélevés étaient fortement contaminés. D'après Jeffrey *et al.* (2001), le seul organe qui reflète réellement la prévalence des *Campylobacter* des élevages avicoles au niveau de l'abattoir est l'intestin.

Ceci dit, outre la période d'élevage qui semble décisive pour la colonisation du tractus digestif par ces bactéries, le stress engendré par la diète hydrique ainsi que le transport pourrait également jouer un rôle dans l'augmentation du taux de contamination des contenus caecaux par les *Campylobacter* spp. (Wesley *et al.*, 2005).

I.3.2. Contamination des peaux de cou par les *Campylobacter* thermotolérants

I.3.2.1. Prévalence

Pour la totalité des lots analysés durant l'abattage des dindes, 55,0% (IC 95% : 45-65) des peaux de cou étaient contaminées par les *Campylobacter* thermotolérants. Des résultats similaires aux nôtres évalués à 63% ont été décrits suite à des prélèvements de peaux de cou de dindes au Danemark ainsi qu'en Finlande (Borck *et al.*, 2002 ; Perko-Mäkelä *et al.*, 2009).

Néanmoins, il semble qu'aucune prévalence inférieure à la nôtre n'ait été constatée. Des taux de contamination supérieurs ont par contre été signalés en Allemagne et en Iran où 77% des écouvillons de peaux étaient positifs pour *Campylobacter* lors de l'abattage des dindes (Alter *et al.*, 2005 ; Rahimi *et al.*, 2010).

I.3.2.2. Sources de contamination

Pour rappel, toutes les peaux de cou prélevées à partir des différents établissements d'abattage visités étaient positives pour *Campylobacter*. Les plus bas taux de contamination étaient enregistrés dans les tueries T1 (30,0%) et T2' (23,3%) alors que les taux les plus élevés étaient notés dans la tuerie T2 (65,0%) et surtout dans l'abattoir A (96,7%).

Il est admis que la peau des carcasses de volaille procure un microenvironnement favorable à la survie des *Campylobacter* d'où leur affinité pour cet organe (Davis et Conner, 2007). Dès que les

souches de *Campylobacter* adhèrent à la surface, elles formeront subséquentement un biofilm dont l'éradication s'avère difficile. Bien qu'il semble établi que la contamination des carcasses durant les opérations d'abattage s'effectue soit directement via le contenu intestinal ou bien indirectement via l'équipement et l'eau (Corry et Atabay, 2001), le personnel des tueries et de l'abattoir visités pourraient également représenter une source de contamination.

❖ Contamination des peaux de cou par les *Campylobacter* thermotolérants dans les tueries

Outre l'absence de l'étape d'échaudage dans les tueries visitées, l'éviscération des carcasses s'effectuait sur un plan horizontal où une fois le cloaque sectionné, les viscères étaient extraits vers le bas en direction des pattes et non en direction de la tête. De ce fait, une contamination des carcasses d'origine intestinale serait illusoire et proviendrait majoritairement des plumes souillées par les fientes ; ce qui expliquerait l'absence de corrélation linéaire qui a été constatée entre les taux de contamination des contenus caecaux et des peaux de cou. Par ailleurs, cette hypothèse se trouve renforcée par les constatations d'autres auteurs tels que Jacobs-Rietsma (2000) qui a rapporté au cours de ses travaux que la contamination fécale des plumes représentait vraisemblablement une source de *Campylobacter* pour les carcasses de volaille (Jacobs-Rietsma, 2000 cité par Jeffrey *et al.*, 2001).

Dans la tuerie de Boudouaou, un seul lot de dindes était abattu par jour. De surcroît, dans la tuerie d'Ouled Haddadj, les dindes étaient sacrifiées avant les poulets de chairs. Par conséquent, une contamination croisée avec des sujets éventuellement positifs provenant d'autres lots abattus le jour même était impossible.

Il convient de noter que le taux de contamination des peaux de cou prélevées à partir de la tuerie T2 (65,0%) était largement supérieur à ceux retrouvés dans les tueries T1 (30,0%) et T2' (23,3%). Cette différence pourrait être liée à l'absence d'un des membres du personnel qui avait pour habitude de s'occuper de l'éviscération des carcasses de dindes. Par conséquent, le personnel dépassé n'a pu réaliser une bonne finition et des plumes étaient beaucoup plus disséminées sur la surface de la majorité des carcasses de la tuerie T2 que sur celles des tueries T1 et T2'.

❖ Contamination des peaux de cou par les *Campylobacter* thermotolérants dans l'abattoir

Dans les abattoirs, les sources de contamination de la peau pouvaient être de deux sortes : directe et indirecte. La contamination directe, proviendrait évidemment du contenu intestinal car contrairement aux tueries, les carcasses étaient d'abord accrochées par les pattes, tête vers le bas, avant d'être éviscérées. Ainsi, lors de l'extraction du tractus digestif, les intestins étaient fortement susceptibles d'être en contact avec les carcasses des lots abattus. Selon Franchin *et al.* (2007), la rupture intestinale avec expulsion de son contenu est toujours possible lors de l'éviscération. Ils considèrent que cette étape est le principal facteur qui conduit à une sérieuse augmentation du taux de détection des *Campylobacter* au niveau des abattoirs. Quant à la contamination indirecte, elle serait principalement représentée par l'équipement, notamment la plumeuse car comme l'indique Berrang *et al.* (2002), excepté le contact direct avec la peau, la plupart des *Campylobacter* portés par l'équipement après la plumaison, se retrouvent sur la peau. En outre, il convient de noter que les souches de *Campylobacter* éventuellement présentes dans les contenus de jabots (Wesley *et al.*, 2005) de même que dans les aérosols (Allen *et al.*, 2007) auraient pu être véhiculées jusqu'aux carcasses par le biais d'un nettoyeur à haute pression vu que l'eau sous pression en provenance de ce conduit était dirigée vers la rigole qui se situait juste en dessous des carcasses lors du nettoyage du sol souillé par les intestins et les contenus de jabots pendant les étapes d'éviscération et de finition. Par ailleurs, il est important de souligner que différents travaux ont considéré que l'eau d'échaudage représentait l'une des plus importantes sources de contamination (Shane, 1992 ; Rahimi *et al.*, 2010). Cependant, dans notre étude, cette eau ne peut être incriminée car sa température était supérieure à 53°C. Or, d'après Sanchez *et al.* (2002) une telle température ne permet pas la survie des *Campylobacter*.

En plus des recontaminations, le fait que le poulet de chair ait été abattu juste avant la dinde dans l'unique chaîne d'abattage de l'abattoir visité, a probablement dû participer à l'accroissement de la prévalence en raison de la contamination croisée qui serait survenue entre les deux lots après la plumaison tel qu'il a été souligné par Buhr *et al.* (2003) lors de leurs travaux.

- ❖ Contamination des peaux de cou par les *Campylobacter* thermotolérants dans les tueries et l'abattoir

Les modalités et les sources de contaminations semblent plus nombreuses en abattoir (96,7%) que dans l'ensemble des trois tueries (37,1%). Ceci pourrait expliquer le fait que la prévalence des *Campylobacter* isolés à partir des peaux de cou en abattoir était nettement plus élevée que celles qui étaient retrouvées dans l'ensemble des tueries visitées.

II. CARACTÉRISATION PHÉNOTYPIQUE DES SOUCHES ISOLÉES

II.1. Identification des *Campylobacter* spp. à l'aide de galeries classiques

Parmi les 300 prélèvements effectués, 213 isolats (71,0%) de *Campylobacter* thermotolérants ont été détectés. Ces derniers pouvaient appartenir à l'espèce *Campylobacter jejuni*, *Campylobacter coli* ou bien *Campylobacter lari*. Ceci a été confirmé pour 128 souches (88,3%) sur 145 isolées à partir des établissements d'abattage (contenus caecaux et peaux du cou). L'absence de détection de l'espèce *Campylobacter upsaliensis* serait en partie due à la sélectivité des milieux de culture employés (PHLN (Public Health Laboratory Network), 2000). À notre connaissance, aucune étude n'a mis en évidence la présence de cette bactérie durant l'abattage des carcasses de volaille en général et des carcasses de dindes en particulier.

II.2. Identification des *Campylobacter* spp. à l'aide de galeries API Campy

II.2.1. Prévalence globale des *Campylobacter* spp. dans les différents types de prélèvement

Parmi les 213 souches isolées de *Campylobacter* spp., 30 souches de *C. jejuni* (14,1%) et 14 de *C. coli* (6,6%) ont été identifiées; les 169 souches (79,3%) restantes de *Campylobacter* thermotolérants n'ont pu être identifiées au niveau de l'espèce. Ces résultats dénotent que les espèces *C. jejuni* aussi bien que *C. coli* peuvent contribuer à la contamination des carcasses de dindes. Cependant, le nombre insuffisant des souches testées ne nous permet pas de dire que *C. jejuni* et *C. coli* sont les seules souches pouvant être isolées à partir des carcasses de dinde et que *C. jejuni* est l'espèce la plus répandue tel qu'il a été démontré par Perko-Mäkelä *et al.* (2009). En effet, ces auteurs ont trouvé que sur 143 souches de *Campylobacter* spp. isolées à partir des prélèvements récoltés à la ferme et à l'abattoir, 105 (73%) étaient positives pour *C. jejuni* et 38 (26%) étaient non identifiées. De plus, nonobstant le fait que *C. lari* soit majoritairement isolées à partir des oiseaux de mer (Dromigny, 2007), certains auteurs ont rapporté que cette espèce était également susceptible de contaminer les volailles (poulets de chair et poules pondeuses) (Logue *et al.*, 2003 ; Hariharan *et al.*, 2009).

II.2.2. Prévalence des *Campylobacter* spp. dans les prélèvements de fientes

Parmi les 68 souches isolées à partir des fientes, l'identification biochimique par les galeries Api Campy n'a concernée que 14 souches de *Campylobacter* ; elle a permis d'identifier ainsi 5 souches (35,7%) de *C. jejuni* et 9 souches (64,3%) de *C. coli*. Le faible nombre de souches testées ne permet pas de se prononcer pour dire que la contamination des élevages visités était principalement due à *C. coli* bien que certains auteurs aient constaté au cours de leurs études que *C. coli* était la souche la plus isolée à partir des troupeaux de dindes (Zhao *et al.*, 2001 ; Wesley *et al.*, 2005).

II.2.3. Prévalence des *Campylobacter* spp. dans les prélèvements de peaux de cou

Plus de la moitié des souches de *Campylobacter* (54,5%) isolées à partir des peaux de cou ont été identifiées au niveau de l'espèce (30/55) ; 25 (83,3%) espèces de *C. jejuni* et 5 (16,7%) espèces de *C. coli* ont été décelées. Ces résultats ont révélé que *C. jejuni* était la souche la plus prédominante au niveau des carcasses de dinde comme l'ont indiqué certains auteurs tels que Rahimi *et al.* (2010) qui sur les 216 souches isolées de *Campylobacter* spp. à l'abattoir, 175 (81%) étaient positives pour *C. jejuni* et 41 (19%) pour *C. coli*. D'après Alter *et al.* (2005), *C. jejuni* serait plus résistante au stress environnemental que *C. coli* d'où sa haute prévalence après l'abattage des sujets. Toutefois, il convient de préciser que peu de travaux sont parvenus jusqu'à l'identification de l'espèce de *Campylobacter* chez la dinde ; supposant sans doute que *C. jejuni* représente l'espèce la plus fréquemment isolée. Par ailleurs, certains auteurs sont même allés à considérer *C. jejuni-C. coli* autant qu'une seule et unique entité (Wesley *et al.*, 2005).

III. ÉTUDE DE LA SENSIBILITÉ AUX ANTIBIOTIQUES DES SOUCHES ISOLÉES

III.1. Étude globale

Pour des raisons d'ordre matériel, la sensibilité aux antibiotiques des souches de *Campylobacter* que nous avons isolées à partir des établissements d'abattage a été testée grâce à la technique de diffusion en milieu gélosé (méthode des disques). Bien que cette méthode ne soit pas encore standardisée, une étude évaluant la sensibilité des souches de *Campylobacter* thermotolérants à l'acide nalidixique, à la ciprofloxacine, à l'érythromycine, à la tétracycline et à la gentamicine par la méthode récemment standardisée de dilution en milieu gélosé et par la méthode des disques a montré qu'il existait une corrélation élevée entre les deux méthodes. Par conséquent, à défaut de la méthode de dilution en milieu gélosé, la méthode de diffusion en milieu gélosé est

indiquée afin de tester la sensibilité des *Campylobacter* spp. à plusieurs familles d'antibiotiques (Luangtongkum *et al.*, 2007).

III.2. Taux de résistance aux antibiotiques

III.2.1. Taux de résistance aux antibiotiques en fonction de l'antibiotique testé

L'ensemble des 128 souches de *Campylobacter* testées présentait des taux de résistance très élevés vis-à-vis de l'acide nalidixique (87,5%) (n=112), de la tétracycline (81,3%) (n=104), de la ciprofloxacine (75,0%) (n=96) et de l'ampicilline (65,6%) (n=84). Par ailleurs, nous avons noté des pourcentages de résistance plus faibles à l'érythromycine (25,0%) (n=32) et aucune résistance à la gentamicine (0,0%) et au chloramphénicol (0,0%) n'a toutefois été constatée.

Il est à noter que plusieurs travaux ayant étudié la sensibilité aux antibiotiques des souches de *Campylobacter* isolées à partir des prélèvements de dindes ont rapporté des taux de résistance similaires aux nôtres ($P > 0,05$) vis-à-vis de l'acide nalidixique (94%) (Lutgen *et al.*, 2009), de la ciprofloxacine (82%) (Ge *et al.*, 2003), de la tétracycline (81,3%) (Gu *et al.*, 2009), de l'ampicilline (59%) (Nayak *et al.*, 2006), de l'érythromycine (19,2%), du chloramphénicol (0%) et de la gentamicine (0%) (Lutgen *et al.*, 2009). Par ailleurs, des pourcentages de résistance supérieurs aux nôtres ($P < 0,05$) vis-à-vis de l'érythromycine (95%), du chloramphénicol (10%) (Ge *et al.*, 2003) et de l'ampicilline (97,5%) ont été notés. De même, des taux de résistance inférieurs aux nôtres ($P < 0,05$) vis-à-vis de l'acide nalidixique (63,6%), de l'érythromycine (0%) (Gu *et al.*, 2009), de la ciprofloxacine (39%) (Nayak *et al.*, 2006), de la tétracycline (43,6%) et de l'ampicilline (35,9%) (Luber *et al.*, 2003) ont également été observés par certains auteurs.

En Algérie, parmi les antibiotiques employés à titre curatif dans les élevages, nous citerons : les quinolones, l'érythromycine, la tétracycline et l'ampicilline (MADR/DSV, 2004). En revanche, l'utilisation du chloramphénicol et de la gentamicine est prohibée (MADR/DSV, 2006); c'est pourquoi, nous avons constaté lors de notre étude que les souches de *Campylobacter* isolées à partir des établissements d'abattage présentaient uniquement des résistances aux familles d'antibiotiques qui sont utilisés à des fins thérapeutiques et que toutes les souches testées étaient sensibles au chloramphénicol et à la gentamicine.

Outre l'aptitude des *Campylobacter* à acquérir des gènes de résistance, l'utilisation des antibiotiques testés chez la dinde pendant une longue période (16 à 20 semaines) seraient à l'origine des forts taux de résistance observés. En effet, après avoir constaté que les isolats de dindes (plus de 18 semaines d'élevage) présentaient un pourcentage de résistance nettement plus élevé que les isolats de poulets de chair (7 semaines d'élevage), certains auteurs ont déduit que la durée de l'élevage jouait un rôle considérable dans l'augmentation du nombre de souches de *Campylobacter* résistantes aux antibiotiques (Ge *et al.*, 2003 ; Nayak *et al.*, 2006).

Par ailleurs, des résistances aux mêmes antibiotiques que nous avons testés ont été signalées chez l'homme. En effet, des travaux réalisés dans plusieurs pays tels que l'Algérie, le Canada, l'Espagne, l'Irlande, la Finlande, le Nigéria, le Royaume-Uni et la Thaïlande ont montré que 0,5 à 79,2% des souches de *Campylobacter* étaient résistantes à l'érythromycine, 10 à 27,3% à l'ampicilline, 5 à 70% à la tétracycline, 6 à 82% à l'acide nalidixique et 0 à 84% à la ciprofloxacine (Cherrak, 1992 ; Peterson, 1994 ; Lucey *et al.*, 2000 ; Prats *et al.*, 2000 ; Coker *et al.*, 2002 ; Gillespie, 2002 ; Gaudreau et Gilbert, 2003 ; Hakanen *et al.*, 2003 ; Rodríguez-Avial *et al.*, 2006). De plus, il est admis que depuis le 20^{ème} siècle, le nombre de souches de *Campylobacter* isolées chez l'homme résistantes à l'érythromycine et/ou à la ciprofloxacine ne cesse d'augmenter (OMS, 2003 ; Bolla et Garnotel, 2008). A titre d'exemple, le taux de résistance est passé de 18 à 79,2% vis-à-vis de l'érythromycine (1984 à 1994) au Nigéria et de 0 à 84% vis-à-vis de la ciprofloxacine (1991 à 1995) en Thaïlande (Coker *et al.*, 2002). Selon D'lima *et al.* (2007) cette émergence résulterait principalement de la diversité des molécules utilisées dans les élevages puisque les *Campylobacter* sont transmis de l'animal à l'homme.

III.2.2. Taux de résistance aux antibiotiques en fonction de la nature des prélèvements

La comparaison des résultats de l'antibiogramme pour les souches de *Campylobacter* thermotolérants isolées à partir des contenus caecaux et des peaux de cou a montré qu'il n'y avait aucune différence significative entre les pourcentages de résistance des isolats issus des deux types de prélèvement. Cette constatation nous laisse supposer que les opérations d'abattage ne seraient pas intervenues dans la sélection de souches de *Campylobacter* résistantes aux antibiotiques ; tel que décrit par Peyrat (2008).

III.2.3. Taux de résistance aux antibiotiques en fonction de l'établissement d'abattage

Les différences significatives des taux de résistance à l'acide nalidixique, à l'érythromycine, à la ciprofloxacine, à la tétracycline et à l'ampicilline qui ont été remarquées entre les établissements d'abattage (T1, T2, T2' et A) seraient à priori associées à plusieurs facteurs parmi lesquels nous citerons : la région, le temps et les pratiques d'utilisation des antibiotiques dans les élevages des sujets prélevés (Gu *et al.*, 2009).

III.3. Multirésistances et profils de résistance aux antibiotiques

III.3.1. Multirésistances

Sur les 145 souches isolées à partir des établissements d'abattage, 128 (88,3%) ont fait l'objet d'une étude de la sensibilité aux antibiotiques. Toutes les souches testées étaient résistantes à au moins un seul antibiotique (100%) et 104 isolats étaient résistants à au moins trois antibiotiques ; ce qui signifie que 81,2% des souches isolées étaient multirésistantes. Ces résultats sont comparables aux données de la littérature (Ge *et al.*, 2003 ; D'lima *et al.*, 2007 ; Gu *et al.*, 2009).

III.3.2. Profils de résistance aux antibiotiques

Au cours de cette étude, nous avons noté 20 profils de résistance différents. Le plus commun a été constaté 55 fois (43,0%) et incluait les quatre antibiotiques suivants : l'ampicilline, l'acide nalidixique, la ciprofloxacine et la tétracycline. Par ailleurs, toutes les bactéries multirésistantes comprenaient de la ciprofloxacine et/ou de l'érythromycine dans leur profil de résistance. Tel que décrit par D'lima *et al.* (2007), la pression de sélection engendrée par l'utilisation de différents antibiotiques dans les élevages de dindes serait à l'origine de l'acquisition de ces divers profils de résistances. Ces derniers pourraient être transmis à l'homme via la chaîne alimentaire et poser ainsi de sérieux problèmes dans sa thérapeutique ; d'autant plus que plusieurs auteurs tel que Hakanen *et al.* (2003) ont rapporté que des souches de *Campylobacter* isolées chez l'homme présentaient également des multirésistances intéressant la ciprofloxacine et/ou de l'érythromycine; principaux antibiotiques pour le traitement des campylobactérioses humaines (Bolla et Garnotel, 2008).

CONCLUSION

Cette présente étude est a priori la première à s'être intéressée à la recherche ainsi qu'à l'étude de la sensibilité aux antibiotiques des *Campylobacter* thermotolérants dans la filière dinde en Algérie. Nos résultats ont montré que tous les lots prélevés étaient hautement contaminés par les *Campylobacter* thermotolérants (71,0%) à l'instar de *C. jejuni* et *C. coli*, et ce aussi bien dans les élevages (68,0%) que dans les établissements d'abattage (72,5%) où plusieurs sources de contamination potentielles ont été décelées. Ces bactéries étaient transmises à la peau du cou tant de manière directe qu'indirecte et toutes les souches isolées (100%) étaient en outre résistantes à au moins un antibiotique. Par ailleurs, des taux de multirésistance alarmants notamment à quatre antibiotiques (43,0%) ont été observés et la plupart des souches testées présentaient dans leur profil de résistance l'un des deux ou bien les deux antibiotiques de choix pour le traitement des campylobactérioses humaines (érythromycine et ciprofloxacine). Ainsi, l'important réservoir que représente la dinde participe non seulement à la dissémination de souches pathogènes de *Campylobacter*, mais également à l'émergence et/ou à l'extension de la résistance aux antibiotiques en médecine vétérinaire et en médecine humaine.

De plus amples investigations de ces modestes travaux mériteraient d'être menées en commençant par augmenter le nombre de wilayas à prélever et donc des lots à échantillonner au niveau des fermes et des abattoirs. De même, il serait également intéressant de déterminer dans ces établissements les principaux facteurs de risque et d'opérer à un suivi des sujets depuis leur arrivée à l'élevage jusqu'à leur abattage. En outre, il conviendrait d'employer des méthodes de référence afin de rechercher, de dénombrer et d'étudier la sensibilité aux antibiotiques des *Campylobacter* spp.

Enfin, les souches isolées chez la dinde devraient faire l'objet d'une comparaison avec celles isolées chez l'homme sur le plan génotypique. Cette étude serait effectuée à l'aide de méthodes moléculaires permettant le typage des souches isolées et la détection des gènes codant pour la résistance aux antibiotiques, et ce dans le but de déterminer l'origine des contaminations humaines et les mécanismes de la résistance aux antibiotiques.

RECOMMENDATIONS

Puisque l'éradication des *Campylobacter* thermotolérants s'avère illusoire, des mesures de protection visant à diminuer la prévalence de ces bactéries devraient être entreprises à tous les maillons de la chaîne alimentaire, et ce dans le cadre de la protection de la santé publique en Algérie.

I. EN AMONT DE L'ÉTABLISSEMENT D'ABATTAGE

- Isoler les bâtiments d'élevage de l'extérieur par des clôtures de protection et éviter tout contact entre les dindes et les autres animaux ;
- Vérifier et maîtriser la qualité de la litière, de l'eau de boisson et des conditions d'ambiance.
- Veiller à ce que la durée du vide sanitaire soit respectée ;
- Éviter l'utilisation des fientes de dindes comme engrais ;
- Réaliser un suivi sanitaire rigoureux des élevages et surveiller l'utilisation des antibiotiques ;
- Encourager l'addition de probiotiques promoteurs de croissance dans l'aliment ;
- Transporter les sujets à l'abattoir dans des camions propres, et en leur évitant tout stress.

II. AU NIVEAU DE L'ÉTABLISSEMENT D'ABATTAGE

- Veiller au repos des sujets avant l'abattage, respecter la marche en avant et éviter toutes les sources de contamination croisée et de recontamination ;
- Effectuer des contrôles réguliers de la température de l'eau et de la chambre froide ;
- Eradiquer les tueries et instaurer des plans HACCP dans tous les abattoirs.

III. EN AMONT ET AU NIVEAU DE L'ÉTABLISSEMENT D'ABATTAGE

- Construire loin des agglomérations et veiller à une conception appropriée des établissements;
- Etablir un contrôle régulier de la qualité de l'eau, un programme efficace de lutte contre les nuisibles et un plan de nettoyage et de désinfection spécifique à chaque établissement qui sera mis en œuvre avant l'arrivée ou l'abattage de chaque lot ;
- Veiller à ce que le personnel soit vêtu d'uniformes propres et qu'il se lave systématiquement les mains à l'entrée de chaque établissement et après chaque manipulation des dindes ;
- Former, sensibiliser les employés et récompenser les plus assidus au moyen de primes.

IV. EN AVAL DE L'ÉTABLISSEMENT D'ABATTAGE

- Veiller à la non rupture de la chaîne du froid de l'abattoir jusqu'au consommateur ;
- Punir les bouchers qui ne respectent pas toutes les mesures d'hygiène et qui achètent des viandes de volaille à partir de tueries travaillant illégalement ;
- Contrecarrer les contaminations croisées dans les restaurants ainsi que dans les cuisines en sensibilisant et éduquant les gens ;
- Encourager les commerçants qui respectent toutes les mesures d'hygiène quant à la préparation et la cuisson de la dinde et punir ceux qui s'y opposent ;
- Veiller à une cuisson adéquate de la viande, à la désinfection des surfaces et des ustensiles de travail ainsi qu'au lavage des mains après chaque manipulation des viandes crues.

V. AU NIVEAU RÉGLEMENTAIRE

- Inclure dans la réglementation la recherche des *Campylobacter* spp. dans les matrices alimentaires ;
- Effectuer systématiquement la recherche des *Campylobacter* thermotolérants dans les coprocultures avec antibiogramme dans tous les hôpitaux ;
- Réaliser un plan d'évaluation des risques liés aux campylobacters et mettre en place des réseaux de surveillance de cette zoonose alimentaire.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **ACMSF, 2005:** Advisory Committee on the Microbiological Safety of Food: Second Report on *Campylobacter*: Advises the Food Standards Agency on the Microbiological Safety of Food. 1-195. Lien internet (consulté le 01-06-11):
<http://www.foodstandards.gov.uk/multimedia/pdfs/acmsfcampylobacter.pdf>.
2. **AFSSA, 2003:** Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments. Appréciation des risques alimentaires liés aux *Campylobacter*: Application au couple poulet / *Campylobacter jejuni*. 1-96.
3. **AFSSA, 2006:** Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments. *Campylobacter* spp. 1-3. Lien internet (consulté le 01-06-11):
www.infectiologie.com/site/.../afssa/Campylo090207.pdf
4. **Allen VM., Bull SA., Corry JEL., Domingue G., Jørgensen F., Frost JA., Whyte R., Gonzalez A., Elviss N., Humphrey TJ., 2007:** *Campylobacter* spp. contamination of chicken carcasses during processing in relation to flock colonisation. *International Journal of Food Microbiology* **113**: 54-61.
5. **Allos BM., 2009:** *Campylobacter* Infections. In: Evans AS., Brachman PS. 'Bacterial Infections of Humans'. Springer. 189-211.
6. **Allos BM., Blaser MJ., 2006:** *Campylobacter* Infections. In: Guerrant RL., Walker DH., Weller PF., 'Tropical Infectious Diseases : Principles, Pathogens, & Practice'. Elsevier Health Sciences. 2nd edition: 265-272.
7. **Altekruse SF., Stern NJ., Fields PI., Swerdlow DL., 1999:** Emerging Infectious Diseases **5** (1): 28-35.
8. **Alter T., Gaull F., Froeb A., Fehlhaber K., 2005:** Distribution of *Campylobacter jejuni* strains at different stages of a turkey slaughter line. *Food Microbiology* **22** (4): 345-351.
9. **Anonyme, 2008:** Standardisation de l'antibiogramme en médecine humaine à l'échelle nationale selon les recommandations de l'OMS. 5^{ème} édition: 1-106.
Lien internet (consulté le 01-06-11) :
www.sante.dz/aarn/.../pdf/standardisation-medhum-2008.pdf
10. **Arsenault J., Letellier A., Quessy S., Normand V., Boulianne M., 2007:** Prevalence and risk factors for *Salmonella* spp. and *Campylobacter* spp. caecal colonization in broiler chicken and turkey flocks slaughtered in Quebec, Canada. *Preventive Veterinary Medicine* **81**: 250-264.
11. **Berrang ME., Buhr RJ., Cason JA., 2000:** *Campylobacter* Recovery from External and Internal Organs of Commercial Broiler Carcass Prior to Scalding. *Poultry Science* **79**: 286-290.

12. Berrang ME., Buhr RJ., Cason JA., Dickens JA., 2002: Microbiological Consequences of Skin Removal Prior to Evisceration of Broiler Carcasses. *Poultry Science* **81**: 134-138.
13. Bhunia AK., 2008: Foodborne microbial pathogens, mechanisms and pathogenesis. Springer. 217-226.
14. Black RE., Levine MM., Clements ML., Hughes TP., Blaser MJ., 1988: Experimental *Campylobacter jejuni* Infection in Humans. *The Journal of Infectious Diseases* **157** (3): 472-479.
15. Bolla JM., Garnotel E., 2008: Les infections à *Campylobacter*. *Revue Francophone des Laboratoires* **400**: 27-35.
16. Bolton FJ., Robertson F., 1982: A selective medium for isolating *Campylobacter jejuni/coli*. *J Clin Pathol* **35**: 462-467.
17. Borck B., Stryhn H., Ersbøll AK., Pedersen K., 2002: Thermophilic *Campylobacter* spp. in turkey samples: evaluation of two automated enzyme immunoassays and conventional microbiological techniques. *Journal of Applied Microbiology* **92**: 574-582.
18. Boukadida J., Chamli J., Bouallegue O., Yacoub M., Abroug S., Monastiri K., Mili A., Jeddi M., Ennabli S., Harbi A., Essoussi AS., 1994: Entérite à *Campylobacter* dans le centre tunisien: étude épidémiologique, clinique et bactériologique de quarante cas. *Médecine et Maladies Infectieuses* **24** (6): 775-779.
19. Brunel V., Jehl N., Drouet L., Portheau MC., 2006: Viande de volailles : Sa valeur nutritionnelle présente bien des atouts. *Viandes Prod. Carnés* **25** (1): 18-22.
20. Buhr RJ., Berrang ME., Cason JA., 2003: Bacterial Recovery from Breast Skin of Genetically Feathered and Featherless Broiler Carcasses Immediately Following Scalding and Picking. *Poultry Science* **82**:1641–1647.
21. Burucoa C., 2007: Bacilles à gram négatif microaérophiles: *Campylobacter*. In : Denis F., Ploy MC., Martin C., Bingen E. Quentin R. 'Bactériologie médicale: techniques usuelles'. Paris, Masson : 387-393.
22. Butzler JP., 2004: *Campylobacter*, from obscurity to celebrity. *European Society of Clinical Microbiology and Infectious Diseases* **10**: 868–876.
23. CDC, 1998: Outbreak of campylobacter enteritis associated with cross-contamination of food-Oklahoma, 1996. *MMWR Morb Mortal Wkly Rep* **47** (7): 129-131.
Lien internet (consulté le 01-06-11) : www.cdc.gov/mmwr/PDF/wk/mm4707.pdf
24. CDC, 2002: Outbreak of *Campylobacter jejuni* infections associated with drinking unpasteurized milk procured through a cow-leasing program-Wisconsin, 2001. *MMWR Morb Mortal Wkly Rep* **51** (25): 548-549.

Lien internet (consulté le 01-06-11) : www.cdc.gov/mmwr/PDF/mm5125a2.pdf

25. **Cherrak S., 1992:** Étude bactériologique et approche épidémiologique des *Campylobacter* isolés à l'Hôpital Central de l'Armée. Thèse d'ingénieur. Institut de biologie. Université de Tlemcen : 1-72.
26. **Coker AO., Isokpehi RD., Thomas BN., Amisu KO., Obi CL., 2002:** Human Campylobacteriosis in Developing Countries. *Emerging Infectious Diseases* **8** (3): 237-243.
27. **Corry JEL., Atabay HI., 2001:** Poultry as a source of Campylobacter and related organisms. *Journal of Applied Microbiology* **90**: 96-114.
28. **Courvalin P., 2008:** La résistance des bactéries aux antibiotiques: combinaisons de mécanismes biochimiques et génétiques. *Bull. Acad. Vét. France* **161** (1): 7-12.
29. **Cox NA., Stern NJ., Craven SE., Berrang ME., Musgrove MT. 2000:** Prevalence of *Campylobacter* and *Salmonella* in the cecal droppings of turkeys during production. *J. Appl. Poultry Res* **9**: 542-545.
30. **D'lima CB., Miller WG., Mandrell RE., Wright SL., Siletzky RM., Carver DK., Kathariou S., 2007:** Clonal population structure and specific genotypes of multidrug-resistant *campylobacter coli* from turkeys. *Applied and Environmental Microbiology* **73** (7): 2156-2164.
31. **Davis MA., Conner DE., 2007:** Survival of *Campylobacter jejuni* on poultry skin and meat at varying temperatures. *Poultry Science* **86**: 765-767.
32. **Dekeyser P., Gossuin-Detrain M., Butzler JP., Sternon J., 1972:** Acute enteritis due to related vibrio: First positive stool cultures. *J Infect Dis* **125** (4): 390-392.
33. **Delarras C., 2007:** Microbiologie pratique pour laboratoire d'analyses ou de contrôle sanitaire. Paris Tec & Doc : 209-225.
34. **Doyle MP., Erickson MC., 2006:** Reducing the Carriage of Foodborne Pathogens in Livestock and Poultry. *Poultry Science* **85**: 960-973.
35. **Driouèche D., Salhi K., Chaïb M., Bellout Z., Hettal D., 1989:** Enteritis caused by enteropathogenic Campylobacter. Preliminary study (January 1988 to June 1989). *Arch Inst Pasteur Alger* **57**: 255-66.
36. **Dromigny E., 1997:** In: Larpent JP. 'Microbiologie alimentaire : Techniques de laboratoire'. Paris Tec & Doc: 78-103.
37. **Dromigny E., 2007:** Monographie de microbiologie : Campylobacter. Paris Tec & Doc: 25, 27, 35, 97, 149-151, 158-161, 166, 176, 198-199, 230-232.
38. **Euzéby JP., 2010:** Dictionnaire de Bactériologie Vétérinaire.
Lien internet (consulté le 01-06-11) :

<http://www.bacterio.cict.fr/bacdico/cc/campylobacter.html>.

- 39. FAO/OMS, 2002:** Rapport d'une consultation mixte d'experts FAO/OMS. Evaluation des risques pour *Campylobacter* spp. dans les poulets et pour *Vibrio* spp. dans les produits de la pêche. 1-55.
Lien internet (consulté le 01-06-11): www.fao.org/docrep/008/y8145f/y8145f04.htm
- 40. FAO/OMS/OIE, 2007:** Réunion mixte d'experts FAO/OMS/OIE sur les agents antimicrobiens d'importance critique. 1-68.
Lien internet (consulté le 01-06-11): www.fao.org/docrep/013/i0204f/i0204f00.pdf
- 41. Federighi M., Magras C., Pilet MF., 1998:** *Campylobacter*. In: Sutra L., Federighi M., Jouve JL. 'Manuel de bactériologie alimentaire'. Polytechnica : 185-203.
- 42. Federighi M., Magras C., Pilet MF., 2005:** *Campylobacter*. In: Federighi M. 'Bactériologie alimentaire: Compendium d'hygiène des aliments'. Economica. 2^{ème} édition: 145-172.
- 43. Fitzgerald C., Whichard J., Fields PI., 2009:** The genus *Campylobacter*. In: Goldman E., Green LH. 'Practical Handbook of Microbiology'. Taylor & Francis Group. 2nd edition: 563-578.
- 44. Franchin PR., Oglier PJ., Batista CRV., 2007:** Frequency of thermophilic *Campylobacter* in broiler chickens during industrial processing in a Southern Brazil. *Poultry Science* **48**: 127-132.
- 45. Garrity GM., Bell JA., Lilburn TG., 2004:** Bergey's Manual of Systematic Bacteriology: Taxonomic Outline of the Prokaryotes. Bergey's Manual Trust. 2nd edition: 137-138.
- 46. Gaudreau C., Gilbert H., 2003:** Antimicrobial Resistance of *Campylobacter jejuni* subsp. *jejuni* Strains Isolated from Humans in 1998 to 2001 in Montréal, Canada. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy* **47** (6): 2027–2029.
- 47. Ge B., White DG., McDermott PF., Girard W., Zhao S., Hubert S., Meng J., 2003:** antimicrobial-resistant *Campylobacter* species from retail raw meats. *Applied and Environmental Microbiology* **69** (5): 3005–3007.
- 48. Gillespie I.A., O'Brien SJ., Frost JA., Neal KR., Tompkins D., Cowden JM., Nash JQ., Adak GK., 2002:** Ciprofloxacin resistance in *Campylobacter jejuni*: case–case analysis as a tool for elucidating risks at home and abroad. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy* **50**: 561–568.
- 49. Gobet TRB., 1990:** Contribution à l'étude de la contamination des carcasses de volailles par les bactéries du genre *Campylobacter* enquête dans deux abattoirs de la région Midi-Pyrénées. Thèse de doctorat. École Nationale Vétérinaire de Toulouse. 1-128.

50. **Griffiths PL., Park RWA., 1990:** Campylobacters associated with human diarrhoeal disease. *Journal of Applied Bacteriology* **69**:281-301.
51. **Gu W., Siletzky RM., Wright S., Islam M., Kathariou S., 2009:** Antimicrobial susceptibility profiles and strain type diversity of *campylobacter jejuni* isolates from turkeys in eastern north Carolina. *Applied and Environmental Microbiology* **75** (2): 474-482.
52. **Guechi Z., 1984:** Campylobacter jejuni, agent étiologique de diarrhées en Algérie: résultats préliminaires. La diarrhée du jeune. Colloque. *INSERMFRANCE* : 341-344.
53. **Hakanen AJ., Lehtopolku M., Siitonen A., Huovinen P., Kotilainen P., 2003:** Multidrug resistance in *Campylobacter jejuni* strains collected from Finnish patients during 1995–2000. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy* **52**: 1035–1039.
54. **Hariharan H., Sharma S., Chikweto A., Matthew V., DeAllie C., 2009:** Antimicrobial drug resistance as determined by the E-test in *Campylobacter jejuni*, *C. coli*, and *C. lari* isolates from the ceca of broiler and layer chickens in Grenada. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases* **32** (1): 21-28.
55. **Horrocks SM., Anderson RC., Nisbet DJ., Ricke SC., 2009:** Incidence and ecology of Campylobacter jejuni and coli in animals. *Anaerobe* **15**: 18–25.
56. **Humphrey T., O'Brien S., Madsen M., 2007:** Campylobacters as zoonotic pathogens: A food production perspective. *International Journal of Food Microbiology* **117**: 237–257.
57. **Humphrey TJ., Martin KW., Slader J., Durham K., 2001:** Campylobacter spp. in the kitchen: spread and persistence. *Journal of Applied Microbiology* **90**:115-120.
58. **ISO 10272, 1995:** Microbiologie des aliments - Méthode horizontale pour la recherche des *Campylobacter* thermotolérants. 1-15.
59. **ISO 7218, 1996:** Microbiologie des aliments: Règles générales pour les examens microbiologiques. 1-47.
60. **Istre GR., Blaser MJ., Shillam P., Hopkins RS., 1984:** Campylobacter enteritis associated with undercooked barbecued chicken. *AJPH* **74** (11): 1265-1267.
61. **Jeffrey JS., Tonooka KH., Lozano J., 2001:** Prevalence of *Campylobacter* spp. from skin, crop, and intestine of commercial broiler chicken carcasses at processing. *Poultry Science*. **80**: 1390–1392.
62. **Joens LA., 2004:** *Campylobacter* and *Helicobacter*. In: Gyles C.L., Prescott J.F., Glenn Songer J., Thoen C.O. 'Pathogenesis of Bacterial Infections in Animals'. Blackwell Publishing. 3rd edition: 353-361.
63. **Jones FS., Orcutt M., Little RB., 1931:** Vibrios (*Vibrio jejuni*, n. sp.) associated with intestinal disorders of cows and calves. *Journal of Experimental Medicine* **53**: 853-864.

- 64. Karmali MA., Simor AE., Roscoe M., Fleming PC., Smith SS., Lane J., 1986:** Evaluation of a blood-free, charcoal-based, selective medium for the isolation of *Campylobacter* organisms from feces. *Journal of Clinical Microbiology* **23** (3): 456-459.
- 65. Keener KM., Bashor MP., Curtis PA., Sheldon BW., Kathariou S., 2004:** Comprehensive Review of *Campylobacter* and Poultry Processing. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety* **3**: 105-116.
- 66. Kiess AS., 2001:** Prevalence of *Campylobacter* in a turkey production facility. Master thesis. Davis College of Agriculture, Forestry, and Consumer Sciences. West Virginia University. 1-90.
Lien internet : www.poultry.msstate.edu/faculty/pdf/facaskpub.pdf
- 67. Line JE., 2006:** Influence of Relative Humidity on Transmission of *Campylobacter jejuni* in Broiler Chickens. *Poultry Science* **85**: 1145–1150.
- 68. Logue CM., Sherwood JS., Elijah LM., Olah PA., Dockter MR., 2003:** The incidence of *Campylobacter* spp. on processed turkey from processing plants in the midwestern United States. *Journal of Applied Microbiology* **95**: 234–241.
- 69. Luangtongkum T., Morishita TY., El-Tayeb AB., Ison AJ., Zhang Q., 2007:** Comparison of antimicrobial susceptibility testing of *campylobacter* spp. by the agar dilution and the agar disk diffusion methods. *Journal of Clinical Microbiology* **45** (2): 590–594.
- 70. Luber P., Wagner J., Hahn H., Bartelt E., 2003:** Antimicrobial resistance in *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* strains isolated in 1991 and 2001-2002 from poultry and humans in Berlin, Germany. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy* **47** (12): 3825-3830.
- 71. Lucey B., Feurer C., Greer P., Moloney P., Cryan B., Fanning S., 2000:** Antimicrobial resistance profiling and DNA Amplification Fingerprinting (DAF) of thermophilic *Campylobacter* spp. in human, poultry and porcine samples from the Cork region of Ireland. *Journal of Applied Microbiology* **89**: 727-734.
- 72. Luechtefeld NW., Wang WLL., 1981:** *Campylobacter fetus* subsp. *jejuni* in a turkey processing plant. *Journal of Clinical Microbiology* **13** (2): 266-268.
- 73. Lutgen EM., McEvoy JM., Sherwood JS., Logue CM., 2009:** Antimicrobial resistance profiling and molecular subtyping of *Campylobacter* spp. from processed turkey. *BMC Microbiology* **9** (203): 1-11.
- 74. MADR/DSV, 2004:** Dictionnaire des médicaments à usage vétérinaire. Direction des services vétérinaires. 1^{ère} édition: 287, 288, 292.

- 75. MADR/DSV, 2006:** Règles d'usage pour le contrôle de l'utilisation des médicaments à usage de la médecine vétérinaire. Décision N° 644. 1-6.
- 76. Mazick A., Ethelberg S., Møller Nielsen E., Mølbak K., Lisby M., 2006:** An outbreak of *Campylobacter jejuni* associated with consumption of chicken, Copenhagen, 2005. *Eurosurveillance* **11** (5): 137-139.
Lien internet (consulté le 01-06-11):
www.eurosurveillance.org/ViewArticle.aspx?ArticleId=622
- 77. McCrea BA., Tonooka KH., VanWorth C., Boggs CL., Atwill ER., Schrader JS., 2006:** Prevalence of *Campylobacter* and *Salmonella* species on farm, after transport, and at processing in specialty market poultry. *Poultry Science* **85**:136–143.
- 78. McNaughton RD., Leyland R., Mueller L., 1982:** Outbreak of *Campylobacter* enteritis due to consumption of raw milk. *CMA JOURNAL* **126**: 657-658.
- 79. Mégraud F., 2007:** *Campylobacter*. In : Freney J., Leclercq R., Renaud F., Riegel P. 'Précis de Bactériologie Clinique'.ESKA. 2^{ème} édition: 1349-1357.
- 80. Mégraud F., Boudraa G., Bessaoud K., Bensid S., Dabis F., Soltana R., Touhami M., 1990:** Incidence of *Campylobacter* infection in infants in western Algeria and the possible protective role of breast feeding. *Epidemiol. Infect* **105**: 73-78.
- 81. Moll M., Moll N., 2008:** Précis des risques alimentaires. Paris, Tec & Doc. 2^{ème} édition: 108.
- 82. Moore JE., Corcoran D., Dooley JSG., Fanning S., Lucey B., Matsuda M., McDowell DA., Mégraud F., Millar BC., O'mahony R., O'riordan L., O'rourke M., Rao JR., Rooney PJ., Sails A., Whyte P., 2005:** *Campylobacter*. *Vet Res* **36**: 351–382.
- 83. Moore JE., Stanley T., Smithson R., O'Malley H., Murphy PG., 2000 :** Outbreak of *Campylobacter* food-poisoning in Northern Ireland. *Clinical Microbiology and Infection* **6**: 397-398.
- 84. Mouffok F., Alamir H., 2004:** *Campylobacters* thermotolérants. *Rapport d'activité de l'Institut Pasteur d'Algérie*. 1-247.
- 85. Mouffok F., Lebres E., 1992:** Result of the refinement of a technique for the isolation and identification of *Campylobacter* from food commodities. *Arch Inst Pasteur Alger* **58**: 239-46.
- 86. Murphy C., Carroll C., Jordan KN., 2006:** Environmental survival mechanisms of the foodborne pathogen *Campylobacter jejuni*. *Journal of Applied Microbiology* **100**: 623-632.
- 87. Nauciel C., Vildé JL., 2005:** Bactériologie médicale. Paris, Masson: 59.
- 88. Nayak R., Stewart T., Nawaz M., Cerniglia C., 2006:** In vitro antimicrobial susceptibility, genetic diversity and prevalence of UDP-glucose 4-epimerase (galE) gene in *Campylobacter*

- coli and *Campylobacter jejuni* from Turkey production facilities. *Food Microbiology* **23**: 379–392.
- 89. Ng LK., Sherburne R., Taylor DE., Stiles ME., 1985:** Morphological Forms and Viability of *Campylobacter* Species Studied by Electron Microscopy. *Journal of Bacteriology*. **164** (1): 338-343.
- 90. OIE, 2005:** Office International des Epizooties. *Campylobacter jejuni* et *Campylobacter coli*. *Manuel Terrestre de l'OIE*: 1177-1187.
Lien internet (consulté le 01-06-11):
web.oie.int/fr/normes/.../pdf.../Chapitre%20final05%202.10.8_Campylo.pdf
- 91. OIE, 2008:** Office International des Epizooties. *Campylobacter jejuni* et *Campylobacter coli*. *Manuel Terrestre de l'OIE*: 1299-1306.
Lien internet (consulté le 01-06-11):
www.oie.int/fileadmin/Home/fr/.../Chap%202.9.3._Campylo_2008.pdf
- 92. OIE, 2009:** Office International des Epizooties. Santé animale mondiale en 2008. *Manuel Terrestre de l'OIE 2*: 638-654.
- 93. OMS, 2003:** Organisation Mondiale de la Santé. GLOBAL SALM-SURV: Isolement, identification et détermination de la sensibilité aux antibiotiques des *Campylobacter*. 1-30.
Lien internet (consulté le 01-06-11):
www.pasteur-international.org/.../rapport-activites-n--657-10-cpc-2009.pdf
- 94. OMS, 2009:** Organisation Mondiale de la Santé. Évaluation des risques liés à *Campylobacter* spp. dans les poulets de chair. 1-33.
Lien internet (consulté le 01-06-11):
http://www.who.int/foodsafety/publications/micro/MRA11_Fr.pdf
- 95. On SLW., 2005:** Taxonomy, phylogeny and, methods for the identification of *Campylobacter* species. In: Ketley JM., Konkel ME. '*Campylobacter* Molecular & Cellular biology'. Horizon Bioscience. 13-42.
- 96. Orr KE., Lightfoot NF., Sisson PR., Harkis BA., Tweddle JL., Boyd P., Carroll A., Jackson CJ., Wareing DRA., Freeman R., 1995:** Direct milk excretion of *Campylobacter jejuni* in a dairy cow causing cases of human enteritis. *Epidemiol. Infect* **114**: 15-24.
- 97. Parkhill J., Wren BW., Mungall K., Ketley JM., Churcher C., Basham D., Chillingworth T., Davies RM., Feltwell T., Holroyd S., Jagels K., Karlyshev AV., Moule S., Pallen MJ., Penn CW., Quail MA., Rajandream MA., Rutherford KM., Van Vliet AHM., Whitehead S., Barrell BG., 2000:** The genome sequence of the food-borne pathogen *Campylobacter jejuni* reveals hypervariable sequences. *Nature* **403**: 665-668.

- 98. Penner JL., 1988:** The genus *Campylobacter*: a decade of progress. *Clinical Microbiology Reviews* **1** (2): 157-172.
- 99. Perko-Mäkelä P., Isohanni P., Katzav M., Lund M., Hänninen ML., Lyhs U., 2009:** A longitudinal study of *Campylobacter* distribution in a turkey production chain. *Acta Veterinaria Scandinavica* **51** (18): 1-10.
- 100. Peterson MC., 1994:** Clinical aspects of *Campylobacter jejuni* infections in adults. *West J Med* **161**:148-152.
- 101. Peyrat M.B., 2008:** 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*. Thèse de doctorat. Université de Rennes 1. 1-237.
Lien internet (consulté le 01-06-11) : tel.archives-ouvertes.fr/tel-00288961/fr/
- 102. PHLN, 2000:** Public Health Laboratory Network: *Campylobacter* infection case definition summary.1-5.
Lien internet (consulté le 01-06-11) :
www.health.gov.au/...phlncd-campylobacter.../campylo.pdf
- 103. Pönkä A., Pitkänen T., Sarna S., Kosunen TU., 1984:** Infection due to *Campylobacter jejuni*: A Report of 524 outpatients. *Infection* **12** (3): 175-178.
- 104. Prats G., Mirelis B., Llovet T., Muñoz C., Miró E., Navarro F., 2000:** Antibiotic resistance in enteropathogenic bacteria isolated in 1985-87 and 1995-98 in Barcelona. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy* **44**: 1140-1145.
- 105. Puterflam J., Bouvarel I., Ragot O., 2007:** Contamination des élevages par *Campylobacter* : est-ce une fatalité?. *Viandes Prod. Carnés* **26** (6): 193-200.
- 106. Rahimi E., Momtaz H., Bonyadian M., 2010:** PCR detection of *Campylobacter* sp. from turkey carcasses during processing plant in Iran. *Food Control* **21**: 692–694.
- 107. Reich F., Atanassova V., Haunhorst E., Klein G., 2008:** The effects of *Campylobacter* numbers in caeca on the contamination of broiler carcasses with *Campylobacter*. *International Journal of Food Microbiology* **127**: 116–120.
- 108. Robinson DA., Jones DM., 1981:** Milk-borne *Campylobacter* infection. *British Medical Journal* **282**: 1374-1376.
- 109. Rodríguez-Avial I., Rodríguez-Avial C., López O., Culebras E., Picazo JJ., 2006:** In vitro activity of tigecycline (GAR-936) and other antimicrobials against tetracycline and ciprofloxacin-resistant *Campylobacter* clinical isolates. *International Journal of Antimicrobial Agents* **27**: 303–306.

- 110.Sanchez MX., Fluckey WM., Brashears MM., McKee, SR., 2002:** Microbial profile and antibiotic susceptibility of *Campylobacter* spp. and *Salmonella* spp. in broilers processed in air-chilled and immersion-chilled environments. *Journal of Food Protection* **65**: 948–956.
- 111.Shandera WX., Tormey MP., Blaser MJ., 1992:** An outbreak of bacteremic *Campylobacter jejuni* infection. *The Mount Sinai Journal of Medicine* **59** (1): 53-56.
- 112.Shane SM., 1992:** The significance of *Campylobacter jejuni* infection in poultry: a review. *Avian Pathol* **21** (2):189-213.
- 113.Shane SM., Stern NJ., 2003:** *Campylobacter* Infection. In: Saif YM., Barnes HJ., Fadly AM., Glisson JR., Mcdougald LR., Swayne DE. ‘*Diseases of poultry*’. Blackwell Publishing. 11th edition: 615-630.
- 114.Singleton P., 2005:** Bactériologie pour la médecine, la biologie et les biotechnologies. Dunod. 6^{ème} édition: 427.
- 115.Skirrow MB., 1977:** *Campylobacter* enteritis: a "new" disease. *British Medical Journal* **2**: 9-11.
- 116.Smith T., Taylor MS., 1919:** Some morphological and biological characters of the spirilla (*vibrio fetus*, n. sp.) associated with disease of the fetal, membranes in cattle. *The Journal of Experimental Medicine* **30**: 299-312.
- 117.Stephens CP., On SLW., Gibson JA., 1998:** An outbreak of infectious hepatitis in commercially reared ostriches associated with *Campylobacter coli* and *Campylobacter jejuni*. *Veterinary Microbiology* **61** (3): 183-190.
- 118.Sulaeman S., Tresse O., Dé E., Federighi M., 2008:** *Campylobacter jejuni* et maladies infectieuses d’origine alimentaire. *Bulletin de la Société Française de Microbiologie* **23** (1): 26-34.
- 119.Szalanski AL., Owens CB., Mckay T., Steelman CD., 2004:** Detection of *Campylobacter* and *Escherichia coli* O157:H7 from filth flies by polymerase chain reaction. *Medical and Veterinary Entomology* **18**: 241–246.
- 120.Taylor DN., Porter BW., Williams CA., Miller HG., Bopp CA., Blake PA., 1982:** *Campylobacter* enteritis: A large outbreak traced to commercial raw milk. *The Western Journal of Medicine* **137**: 365-369.
- 121.Ternhag A., Asikainen T., Giesecke J., Ekdahl K., 2007:** A meta-analysis on the effects of antibiotic treatment on duration of symptoms caused by infection with *Campylobacter* species. *Clinical Infectious Diseases* **44**: 696–700.
- 122.Vandamme P., De Ley J., 1991:** Proposal for a new family, *Campylobacteraceae*. *International Journal of Systematic Bacteriology* **41** (3): 451-455.

- 123. Vandamme P., Falsen E., Rossau R., Hoste B., Segers P., Tytgat R., De Ley J., 1991:** Revision of *Campylobacter*, *Helicobacter*, and *Wolinella* taxonomy: emendation of generic descriptions and proposal of *Arcobacter* gen. *International Journal of Systematic Bacteriology* **41** (1): 88-103.
- 124. Vandeplas S., Marcq C., Dubois DR., Beckers Y., Thonart P., Théwis A., 2008:** Contamination of poultry flocks by the human pathogen *Campylobacter* spp. and strategies to reduce its prevalence at the farm level. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ* **12**(3): 317-334.
- 125. Véron M., Chatelain R., 1973:** Taxonomic study of the genus *Campylobacter* Sebald and Véron and designation of the neotype strain for the type species, *Campylobacter fetus* (Smith and Taylor) Sebald and Véron. *International Journal of Systematic Bacteriology* **23** (2): 122-134.
- 126. Véron M., Fauchère JL., 1989:** *Campylobacter*. In: Le Minor L., Véron M., 'Bactériologie médicale'. Paris, Flammarion. 2^{ème} édition: 694-730.
- 127. Wallace JS., Stanley KN., Jones K., 1998:** The colonization of turkeys by thermophilic campylobacters. *Journal of Applied Microbiology* **85**: 224–230.
- 128. Wardak S., Szych J., Sadkowska-Todys M., 2008:** The first report on *Campylobacter coli* family outbreak detected in Poland in 2006. *Eurosurveillance* **13**: 1-3.
Lien internet (consulté le 01-06-11):
www.eurosurveillance.org/ViewArticle.aspx?ArticleId=8052
- 129. Wesley IV., Muraoka WT., 2009:** Time of Entry of Salmonella and Campylobacter into the Turkey Brooder House. *Food Bioprocess Technol* **4** (4): 616- 623.
- 130. Wesley IV., Muraoka WT., Trampel DW., Hurd HS., 2005:** Effect of preslaughter events on prevalence of *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* in market-weight turkeys. *Applied and Environmental Microbiology* **71** (6): 2824–2831.
- 131. Yoda K., Ushimura M., 2006:** An outbreak of *Campylobacter jejuni* food poisoning caused by secondary contamination in cooking practice at a high school. *Jpn. J. Infect. Dis* **59**: 408-409.
- 132. Young KT., Davis LM., Dirita VJ., 2007:** *Campylobacter jejuni*: molecular biology and pathogenesis. *Nature Reviews Microbiology* **5**: 656-679.
- 133. Zhao C., Ge B., De VJ., Sudler R., Yeh E., Zhao S., White DG., Wagner D., Meng J., 2001:** Prevalence of *Campylobacter* spp., *Escherichia coli*, and *Salmonella* serovars in retail chicken, turkey, pork, and beef from the greater Washington, D.C., Area. *Applied and Environmental Microbiology* **67** (12): 5431–5436.

ANNEXES

FICHE D'ENQUÊTE (élevages)

Élevage N°:

Date / /

Prélèvement	Lot
- N° des prélèvements :	- Adresse de l'établissement :
- Nombre de prélèvements par bâtiment :	- Coordonnées du propriétaire ou du vétérinaire :
- Heure du début de prélèvement :	- Nombre de bâtiments :
- Heure de fin de prélèvement :	- Nombre de sujets par bâtiment :
- Heure du début d'arrivée au laboratoire :	- Sexe et âge des sujets concernés :

1. Ferme:

Unique

 Mixte
 Poulet de chair
 Poule pondeuse
 Bovins
 Ovins
 Autres
 Terre agricole

2. Bâtiment:

▪ Système de bande

Unique

 Multiple

▪ Ventilation :

Naturelle

 Mécanique

▪ Litière :

Paille
Humide
 Sciure de bois
 Sèche
 Autre :

▪ Eau :

Eau de boisson

Abreuvoir
Eau de ville
 Tétine
 Eau de puits

 Eau traitée

Contrôle de la qualité des eaux

Absence

 Présence

▪ Accès à l'extérieur des sujets

Absence

 Présence

▪ Intrus :

Autres animaux

Intérieur

 Extérieur

Oiseaux sauvages

Absence

 Présence

Chiens / Chats

Absence

 Présence

Rats

Absence

 Présence

Autres

Absence

 Présence

Insectes	Absence	<input type="checkbox"/> Présence	<input type="checkbox"/>
Accès à l'intérieur du bâtiment	Absence	<input type="checkbox"/> Présence	<input type="checkbox"/>
Autres matériel	Absence	<input type="checkbox"/> Présence	<input type="checkbox"/>

3. Hygiène du bâtiment et du personnel:

▪ Nettoyage et/ou désinfection :

Produit et fréquence :.....

Véhicule de transport	Absence	<input type="checkbox"/> Présence	<input type="checkbox"/>
Equipements entre les bandes			
Circuits à eau	Absence	<input type="checkbox"/> Présence	<input type="checkbox"/>
Bottes	Absence	<input type="checkbox"/> Présence	<input type="checkbox"/>
	Absence	<input type="checkbox"/> Présence	<input type="checkbox"/>

▪ Personnel :

Accès limité	Absence	<input type="checkbox"/> Présence	<input type="checkbox"/>
Tenue spécifique	Absence	<input type="checkbox"/> Présence	<input type="checkbox"/>

▪ Lutte contre les nuisibles :

Rats	Absence	<input type="checkbox"/> Présence	<input type="checkbox"/>
Insectes	Absence	<input type="checkbox"/> Présence	<input type="checkbox"/>
Autres	Absence	<input type="checkbox"/> Présence	<input type="checkbox"/>

▪ Vide sanitaire	Absence	<input type="checkbox"/> Présence	<input type="checkbox"/> Durée :.....
------------------	---------	-----------------------------------	---------------------------------------

5. Autres points relevés:

FICHE D'ENQUÊTE (établissements d'abattage)

Etablissement d'abattage N°:

Date / /

Prélèvement	Lot
- N° des prélèvements :	- Lieu (ville/compagne) :
- Nombre de prélèvements/lot :	- Ferme d'origine du lot abattu (lieu et bande) :
- Heure du début et fin de prélèvement :	- Numéro du lot abattu (premier, second, dernier...) :
- Heure d'arrivée au laboratoire :	- Sexe et âge des sujets concernés :
	- Fermes d'origine de tous les lots abattus dans l'abattoir :
	- Nombre d'abattage par semaine :

1. Opérations de pré-abattage:

▪ Mise à jeun :	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>
▪ Transport :					
Propreté du camion	Sale	<input type="checkbox"/>	Propre	<input type="checkbox"/>	
Entassement des dindes	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>	
▪ Salle de débarquement :					
Propreté	Sale	<input type="checkbox"/>	Propre	<input type="checkbox"/>	
Toiture	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>	

2. Abattoir:

▪ Opérations d'abattage:						
Type	Unique	<input type="checkbox"/>	Mixte	<input type="checkbox"/>	Dinde	<input type="checkbox"/>
	Industriel	<input type="checkbox"/>	Tuerie	<input type="checkbox"/>	Poulet de chair	<input type="checkbox"/>
	Manuel	<input type="checkbox"/>	Mécanique	<input type="checkbox"/>	Autres	<input type="checkbox"/>
Chaînes d'abattage	Une	<input type="checkbox"/>	Deux	<input type="checkbox"/>		
Croisement des lots	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>		
▪ Conception des locaux :						
Local	Ouvert	<input type="checkbox"/>	Fermé	<input type="checkbox"/>		
	Un seul	<input type="checkbox"/>	Plusieurs	<input type="checkbox"/>	
Surfaces	Lisse	<input type="checkbox"/>	Imperméable	<input type="checkbox"/>	Facilement lavable	<input type="checkbox"/>
Eclairage	Naturel	<input type="checkbox"/>	Artificiel	<input type="checkbox"/>		
Ventilation	Naturelle	<input type="checkbox"/>	Mécanique	<input type="checkbox"/>		
▪ Equipements d'abattage :						
	Inox	<input type="checkbox"/>	Caoutchouc	<input type="checkbox"/>	
▪ Sources de contamination :						
Animaux	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>		
Insectes	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>		
Caisses et autres objets	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>		

▪ **Eau :**

Fuites d'eau	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>	
Contrôle de la qualité des eaux	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>	Traitement et fréquence :

▪ **Contrôle de la température :**

Eau	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>
Chambre froide	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>
Camion frigorifique	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>

▪ **Coupages de courant :**

Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>
---------	--------------------------	----------	--------------------------

3. Hygiène du personnel et de l'abattoir:

▪ **Personnel :**

Accès limité et suivi sanitaire	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>
Fonction spécifique	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>
Tenue propre et respectée	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>

▪ **Nettoyage / désinfection :**

Mains du personnel	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>
Bottes du personnel	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>
Véhicules et caisses de transport	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>
Locaux	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>
Equipements (couteau, doigts...)	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>
Circuits à eau	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>
Ambiance	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>
Poubelle	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>

▪ **Lutte contre les nuisibles :**

Lutte	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>	Rongeurs	<input type="checkbox"/>
Moustiquaires (fenêtres)	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>	Chats	<input type="checkbox"/>
Produits chimiques	Absence	<input type="checkbox"/>	Présence	<input type="checkbox"/>	Insectes	<input type="checkbox"/>
					Autres	<input type="checkbox"/>

4. Procédure et autres points relevés lors de l'abattage :

▪ Etourdissement :

▪ Plumaison :

▪ Saignée :

▪ Eviscération :

▪ Echaudage :

▪ Refroidissement :

Tableau 23 : Matériel de laboratoire

Milieux de culture	Réactifs	Solutions
I. Milieux déshydratés 1- Gélose Columbia (BIO-RAD) 2- Gélose Mueller Hinton (BIO-RAD) 3- Bouillon de Preston (IPA)	8- Supplément de Butzler (OXOID) 9- Réactif pour la recherche de l'oxydase (bioMérieux) 10- Solution de ninhydrine (bioMérieux)	14- Ampoule de sang de cheval défibriné (IPA) 15- Eau physiologique à 0,9% 16- Peroxyde d'hydrogène à 3% 17- Eau distillée
II. Milieux prêts à l'emploi 4- Gélose Campyloset (bioMérieux) 5- Gélose au citrate de fer et aux trois sucres (TSI) (IPA) 6- Bouillon B.H.I.B (IPA) 7- Milieux de conservation (IPA)	11- Réactif de la nitrate réductase I et II (IPA) 12-Kit Gram-Nicolle (Réactifs RAL) 13- Disques antibiotiques (bioMérieux)	18- Huile à immersion et huile de vaseline 19- Ethanol 20- Alcool chirurgical
Matériel usuel	Équipement	Contrôle qualité
I. Matériel à usage unique 21- Gants en latex 22- Papier buvard 23- Ecouillons stériles 24- Pipettes Pasteur stériles 25- Embouts stériles de 0,1 ml 26- Lames et lamelles couvre-objet 27- Boîtes de Petri stériles (90mm) 28- Sacs stomacher stériles 29- Pots en plastique stériles de 100ml 30- Eppendorfs de 1,5 ml 31- GENbag microaer bioMérieux 32- Galeries API Campy (bioMérieux)	37- Microscope optique 38- Poire 39- Bec bunsen 40- Étuves réglables 41- Balance de précision 42- Soudeuse 43- Micropipette de 0,1 ml 44- Vortex 45- Chambre froide 46- Distributeur de disques antibiotiques 47- Marqueurs 48- Portoir 49- Bain-marie 50- Plaque chauffante 51- Pied à coulisse 52- Densitomètre	53- <i>C. jejuni</i> : ATCC 396 et 968 54- <i>C. coli</i> : ATCC 0321 et 0219 55- <i>C. fetus</i> : ATCC 443 et 092 56- <i>E. coli</i> ATCC 25922 57- <i>S. aureus</i> ATCC 25923
II. Matériel stérilisable 33- Tubes à essai 34- Flacons de 250 ml 35- Fioles de 500 ml et 2000 ml 36- Ciseaux, scalpels et pinces		



Figure 29 : Matériel de laboratoire (photos personnelles).

4.1. Composition des milieux de culture

- **Composition du milieu de base pour le bouillon de Preston (g/L d'eau)**

Extrait de viande.....	10
Peptone.....	10
Chlorure de sodium.....	5
Agar-agar.....	1

- **Composition de la gélose Columbia (g/L d'eau)**

Peptone.....	23
Amidon soluble.....	1
Chlorure de sodium.....	5
Agar-agar.....	8 à 18

- **Composition de la gélose Campylosel (g/L d'eau)**

Peptone.....	21
Amidon soluble.....	1
Chlorure de sodium.....	5
Mélange réducteur.....	1,4
Agar-agar.....	13,5
Sang.....	50 ml
Mélange d'antibiotiques.....	20 ml

- **Composition de la gélose Mueller Hinton (g/L d'eau)**

Infusion de viande.....	6
Hydrolysate de caséine.....	17,5
Amidon soluble.....	1,5
Agar-agar.....	8 à 18

- **Composition de la gélose au citrate de fer et aux trois sucres (g/L d'eau)**

Extrait de viande.....	3
Extrait de levure.....	3
Peptone.....	20
Chlorure de sodium.....	5

Lactose.....	10
Saccharose.....	10
Glucose.....	1
Citrate de fer (III).....	0,3
Thiosulfate de sodium.....	0,3
Rouge de phénol.....	0,024
Agar-agar.....	8 à 18

- **Composition du bouillon cœur-cerveille (B.H.I.B) (g/L d'eau)**

Infusion de cervelle de veau.....	200
Infusion de cervelle de bœuf.....	250
Peptone de gélatine.....	10
Chlorure de sodium.....	5
Phosphate disodique.....	2,5
Glucose.....	2

- **Composition des réactifs**

- **Composition du supplément de Butzler (Quantité / 3 ml Ethanol: Eau distillée stérile (1:1))**

Bacitracin.....	12,500 UI
Cycloheximide.....	25,0 mg
Colistin sulphate.....	5,000 UI
Cephazolin sodium.....	7,5 mg
Novobiocin.....	2,5 mg

- **Composition du réactif pour la recherche de l'oxydase (g / 100 ml)**

Dichlorhydrate de <i>N,N,N',N'</i> - tétraméthyl-1,4-phénylène diamine.....	1g
---	----

- **Composition de la Solution de ninhydrine (Quantité / 50 ml Acétone: Butanol (1:1))**

Ninhydrine.....	1,75 g
-----------------	--------

4.2. Préparation des milieux de culture

Tous les milieux de base complets déshydratés sont dissous dans de l'eau puis stérilisés à l'autoclave réglé à 121°C pendant 15 minutes.

- **Bouillon de Preston modifié**

- Après stérilisation du milieu de base, 5% de sang de cheval lysé défibriné stérile ainsi que le supplément de Butzler au lieu du supplément de Preston sont ajoutés ;
- Le bouillon de Preston modifié est réparti par la suite de façon stérile dans des flacons de 100 ml.

- **Gélose Columbia au sang**

- Après stérilisation du milieu de base, 5% de sang de cheval défibriné stérile est additionné ;
- Le milieu complet est ensuite coulé dans des boîtes de Petri stériles de 90 mm de diamètre qu'on laisse refroidir et se solidifier sur pailleasse avant de les sécher dans une étuve à 37°C.

- **Gélose Butzler**

- Le supplément Butzler est joint à de la gélose Columbia au sang préalablement préparée ;
- Le milieu de culture gélosé est coulé dans des boîtes de Petri stériles qu'on laisse refroidir et se solidifier sur pailleasse avant de les sécher dans une étuve à 37°C.

- **Gélose Mueller Hinton au sang**

- Après stérilisation du milieu de base, 5% de sang de cheval défibriné stérile est additionné ;
- Le milieu complet est ensuite coulé dans des boîtes de Petri stériles de 90 mm de diamètre qu'on laisse se solidifier sur pailleasse avant de les sécher dans une étuve à 37°C.

5.1. Mode opératoire de la coloration de Gram

Une fois le frottis préparé et fixé sur une lame porte-objet, une coloration de Gram est réalisée conformément au mode opératoire du kit Gram-Nicolle dont la procédure est la suivante:

- Coloration au violet de gentiane phéniqué pendant 1 à 5 minutes.
- Rinçage abondant à l'eau.
- Rinçage avec un jet de liquide de lugol stabilisé PVP pendant 30 secondes à 1 minute.
- Rinçage rapide à l'eau.
- Décoloration par le différenciateur rapide (alcool / acétone) puis rinçage à l'eau.
- Coloration avec la solution de fuchsine de Ziehl 1 / 10 pendant 1 minute.
- Rinçage à l'eau, séchage puis observation au microscope, à l'objectif x 100 à immersion.

La lecture est effectuée comme suit :

Coloration violette de la paroi	—————>	Bactéries à Gram positif
Coloration rose de la paroi	—————>	Bactéries à Gram négatif

5.2. Lecture et interprétation de la galerie API Campy

Tableau 24 : Extrait du tableau de lecture de la galerie API Campy.

TESTS	RÉACTIONS	RÉSULTATS	
		NÉGATIF	POSITIF
PREMIÈRE PARTIE DE LA GALERIE			
URE	UREase	jaune	orange / rouge
NIT	réduction des NITrates	incoloré	rose / rouge
EST	ESTérase	incoloré bleu-pâle	turquoise
HIP	HIPpurate	incoloré gris-bleuté	violet
GGT	Gamma Glutamyl Transférase	incoloré	orange-intense
TTC	réduction du chlorure de triphényltétrazolium (TriphénylTétrazolium Chlorure)	incoloré rose pâle	rose / rouge ou dépôt au fond de la cupule
PyrA	Pyrrolidonyl Arylamidase	incoloré	orange
ArgA	L-Arginine Arylamidase	incoloré	orange
AspA	L-Aspartate Arylamidase	incoloré	orange
PAL	Phosphatase ALcaline	incoloré	pourpre
DEUXIÈME PARTIE DE LA GALERIE			
H ₂ S	production d'H ₂ S	incoloré	noir
GLU	assimilation (GLUcose)	transparence (absence de croissance ou sensibilité)	trouble (même très faible) (croissance ou résistance)
SUT	assimilation (sodium SUccinaTe)		
NAL	inhibition de croissance (acide NALidixique)		
CFZ	inhibition de croissance (sodium CéFaZoline)		
ACE	assimilation (soduim ACÉtate)		
PROP	assimilation (PROPionate)		
MLT	assimilation (MaLaTe)		
CIT	assimilation (trisodium CITrate)		
ERO	inhibition de croissance (ERythrOmycine)		

6.1. Résultat de la détection des *Campylobacter* thermotolérants dans les élevagesTableau 25 : Résultat de la détection des *Campylobacter* thermotolérants dans les élevages.

Souche	<i>Campylobacter</i> spp.	Souche	<i>Campylobacter</i> spp.	Souche	<i>Campylobacter</i> spp.
1	+	36	-	71	-
2	+	37	-	72	+
3	+	38	+	73	-
4	-	39	+	74	+
5	+	40	-	75	+
6	+	41	-	76	+
7	+	42	-	77	+
8	-	43	-	78	+
9	+	44	-	79	+
10	+	45	-	80	+
11	+	46	-	81	+
12	+	47	+	82	+
13	+	48	-	83	-
14	+	49	+	84	+
15	+	50	+	85	+
16	+	51	+	86	+
17	+	52	+	87	+
18	-	53	+	88	-
19	+	54	-	89	+
20	+	55	+	90	-
21	+	56	+	91	+
22	+	57	+	92	-
23	+	58	+	93	+
24	+	59	-	94	-
25	+	60	+	95	+
26	+	61	-	96	-
27	+	62	+	97	-
28	-	63	-	98	+
29	-	64	-	99	+
30	+	65	+	100	+
31	-	66	+		
32	+	67	+		
33	+	68	+		
34	+	69	-		
35	+	70	-		

6.2. Résultat de la détection des *Campylobacter* thermotolérants dans les contenus caecauxTableau 26 : Résultat de la détection des *Campylobacter* thermotolérants dans les contenus caecaux.

Souche	<i>Campylobacter</i> spp.	Souche	<i>Campylobacter</i> spp.	Souche	<i>Campylobacter</i> spp.
1	-	36	+	71	+
2	-	37	+	72	-
3	-	38	+	73	-
4	-	39	+	74	+
5	+	40	+	75	+
6	+	41	-	76	+
7	+	42	-	77	+
8	+	43	-	78	+
9	+	44	+	79	+
10	+	45	+	80	+
11	+	46	+	81	+
12	+	47	+	82	+
13	+	48	+	83	+
14	+	49	+	84	+
15	+	50	+	85	+
16	+	51	+	86	+
17	+	52	+	87	+
18	+	53	+	88	+
19	+	54	+	89	+
20	+	55	+	90	+
21	-	56	+	91	+
22	+	57	+	92	+
23	+	58	+	93	+
24	+	59	+	94	+
25	+	60	+	95	+
26	+	61	+	96	+
27	+	62	+	97	+
28	+	63	+	98	+
29	+	64	+	99	+
30	+	65	+	100	+
31	+	66	+		
32	+	67	+		
33	+	68	+		
34	+	69	+		
35	+	70	+		

6.3. Résultat de la détection des *Campylobacter* thermotolérants dans les peaux de couTableau 27 : Résultat de la détection des *Campylobacter* thermotolérants dans les peaux de cou.

Souche	<i>Campylobacter</i> spp.	Souche	<i>Campylobacter</i> spp.	Souche	<i>Campylobacter</i> spp.
1	-	36	+	71	+
2	-	37	+	72	-
3	-	38	+	73	+
4	-	39	+	74	+
5	-	40	+	75	+
6	-	41	-	76	+
7	-	42	-	77	+
8	-	43	-	78	+
9	-	44	-	79	+
10	-	45	-	80	+
11	-	46	-	81	+
12	-	47	-	82	+
13	-	48	-	83	+
14	-	49	-	84	+
15	+	50	-	85	+
16	+	51	-	86	+
17	+	52	-	87	+
18	+	53	-	88	+
19	+	54	-	89	+
20	+	55	-	90	+
21	-	56	-	91	+
22	-	57	-	92	+
23	-	58	-	93	+
24	-	59	-	94	+
25	-	60	-	95	+
26	-	61	-	96	+
27	-	62	-	97	+
28	+	63	-	98	+
29	+	64	+	99	+
30	+	65	+	100	+
31	+	66	+		
32	+	67	+		
33	+	68	+		
34	+	69	+		
35	+	70	+		

7.1. Résultat de l'identification de l'espèce à l'aide d'une galerie classique pour les souches isolées à partir des contenus caecaux

Tableau 28 : Résultat de l'identification de l'espèce à l'aide d'une galerie classique pour les souches isolées à partir des contenus caecaux.

Souche	Catalase	NA	CF	Espèce suspectée
1	+	S	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
3	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
4	+	S	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
5	+	S	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
6	+	S	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
8	+	S	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
9	+	S	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
11	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
12	+	S	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
13	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
14	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
15	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
16	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
18	+	S	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
21	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
22	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
23	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
24	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
25	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
26	+	S	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
27	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
28	+	S	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
29	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
32	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
33	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
34	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
36	+	S	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
37	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
38	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
39	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
40	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
42	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
43	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
44	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
45	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
46	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>

47	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
48	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
49	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
51	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
53	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
54	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
55	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
56	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
58	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
60	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
62	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
64	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
65	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
66	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
67	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
69	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
70	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
71	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
73	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
74	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
75	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
76	+	S	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
77	+	S	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
78	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
80	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
81	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
82	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
83	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
84	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
85	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
86	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
87	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
88	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
89	+	S	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
90	+	S	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
91	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
92	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
93	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
94	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
95	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
96	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
97	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
98	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>

99	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
100	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>

7.2. Résultat de l'identification des espèces à l'aide d'une galerie classique pour les souches isolées à partir des peaux du cou

Tableau 29: Résultat de l'identification des espèces à l'aide d'une galerie classique pour les souches isolées à partir des peaux du cou.

Souche	Catalase	NA	CF	Espèce suspectée
2	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
8	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
13	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
25	+	S	R	<i>C. jejuni / C. coli</i>
27	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
28	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
29	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
30	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
32	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
35	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
36	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
37	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
38	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
39	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
40	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
45	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
51	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
52	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
58	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
64	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
71	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
72	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
73	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
74	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
75	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
76	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
77	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
78	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
79	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
80	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
81	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
82	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
83	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>

84	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
85	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
87	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
88	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
89	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
91	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
92	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
94	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
95	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
96	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
97	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
98	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
99	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>
100	+	R	R	<i>C. jejuni / C. coli/ C. lari</i>

7.3. Résultat de l'identification de l'espèce à l'aide de la galerie API Campy pour les souches isolées à partir des fientes

Tableau 30: Résultat de l'identification de l'espèce à l'aide de la galerie API Campy pour les souches isolées à partir des fientes.

Souche	<i>C. jejuni</i>	<i>C. coli</i>	<i>C. lari</i>	<i>C. upsaliensis</i>
6	+	-	-	-
9	+	-	-	-
12	+	-	-	-
17	-	+	-	-
23	-	+	-	-
25	+	-	-	-
26	-	+	-	-
38	-	+	-	-
39	-	+	-	-
52	-	+	-	-
55	-	+	-	-
56	-	+	-	-
62	+	-	-	-
66	-	+	-	-

7.4. Résultat de l'identification de l'espèce à l'aide de la galerie API Campy pour les souches isolées à partir des peaux de cou

Tableau 31 : Résultat de l'identification de l'espèce à l'aide de la galerie API Campy pour les souches isolées à partir des peaux de cou.

Souche	<i>C. jejuni</i>	<i>C. coli</i>	<i>C. lari</i>	<i>C. upsaliensis</i>
28	+	-	-	-
29	+	-	-	-
32	+	-	-	-
33	+	-	-	-
35	+	-	-	-
36	+	-	-	-
38	+	-	-	-
39	+	-	-	-
40	+	-	-	-
45	-	+	-	-
47	-	+	-	-
49	+	-	-	-
50	-	+	-	-
51	+	-	-	-
52	-	+	-	-
58	-	+	-	-
64	+	-	-	-
72	+	-	-	-
75	+	-	-	-
76	+	-	-	-
77	+	-	-	-
80	+	-	-	-
81	+	-	-	-
83	+	-	-	-
84	+	-	-	-
89	+	-	-	-
91	+	-	-	-
93	+	-	-	-
94	+	-	-	-
96	+	-	-	-

8.1. Résultat de l'étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées à partir des contenus caecaux

Tableau 32 : Résultat de l'étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées à partir des contenus caecaux.

Souche	AM	GM	E	CIP	TE	C	NA
1	I	S	R	R	R	S	S
3	R	S	R	R	R	S	R
4	R	S	R	R	R	I	S
5	R	S	R	R	R	I	S
6	R	S	R	R	R	I	S
8	R	S	R	R	R	I	S
9	R	S	R	S	R	I	S
11	I	S	R	R	R	I	R
12	R	S	R	R	R	I	S
13	S	S	R	R	S	I	R
14	I	S	R	S	R	S	R
15	S	S	R	S	S	S	R
16	R	S	R	R	R	I	R
18	I	S	R	R	R	I	S
21	R	S	S	S	S	S	R
22	R	S	S	S	S	S	R
23	R	S	S	S	S	S	R
24	R	S	R	S	R	S	R
25	S	S	S	S	R	S	R
26	S	S	R	S	S	S	S
27	S	S	R	S	R	S	R
28	S	S	S	S	R	S	S
29	S	S	S	S	R	S	R
32	R	I	S	I	S	S	R
33	R	I	I	S	S	S	R
34	R	I	S	I	S	S	R
36	S	S	S	S	R	S	S
37	S	S	S	S	R	S	R
38	I	S	I	S	I	I	R
39	R	I	S	I	S	S	R
40	R	I	S	I	I	S	R
42	R	S	S	R	R	S	R
43	R	S	S	R	R	S	R
44	R	S	S	R	S	S	R

45	R	S	S	R	R	S	R
46	R	S	S	R	S	S	R
47	R	S	S	R	R	S	R
48	R	S	S	S	S	S	R
49	R	S	S	R	R	S	R
51	R	S	S	R	R	S	R
53	R	S	S	R	R	S	R
54	R	S	S	R	R	S	R
55	R	S	S	R	R	S	R
56	R	S	S	R	R	S	R
58	R	S	S	R	R	S	R
60	R	S	S	R	R	S	R
62	R	S	S	R	R	S	R
64	R	S	S	R	R	S	R
65	R	S	S	R	S	S	R
66	R	S	S	R	S	S	R
67	R	S	S	R	R	S	R
69	R	S	R	S	R	S	R
70	R	S	S	R	R	S	R
71	S	S	S	R	R	S	R
73	R	S	S	R	R	S	R
74	R	S	S	R	R	S	R
75	S	S	S	R	S	S	R
76	S	S	S	R	R	S	S
77	S	S	S	R	R	S	S
78	S	S	S	R	R	S	R
80	R	S	S	R	R	S	R
81	S	S	S	R	R	S	R
82	S	S	S	R	R	S	R
83	R	S	S	R	R	S	R
84	S	S	S	R	R	S	R
85	R	S	S	R	R	S	R
86	R	S	S	R	R	S	R
87	R	S	S	R	R	S	R
88	S	S	S	R	R	S	R
89	S	S	S	R	R	S	S
90	R	S	S	R	R	S	S
91	S	S	S	R	R	S	R
92	S	S	S	R	R	S	R
93	S	S	S	R	R	S	R

94	R	S	S	R	R	S	R
95	R	S	S	R	R	S	R
96	R	S	S	R	R	S	R
97	R	S	S	R	R	S	R
98	R	S	S	R	R	S	R
99	S	S	S	R	R	S	R
100	S	S	S	R	R	S	R

8.2. Résultat de l'étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées à partir des peaux de cou

Tableau 33 : Résultat de l'étude de la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées à partir des peaux de cou.

Souche	AM	GM	E	CIP	TE	C	NA
2	S	S	R	S	R	S	R
8	S	S	R	S	R	I	R
13	R	S	R	R	R	S	R
25	R	S	S	R	S	S	S
27	S	S	R	S	R	S	R
28	R	S	S	R	S	S	R
29	R	S	S	R	S	S	R
30	S	S	R	S	R	S	R
32	S	S	S	S	R	S	R
35	S	S	R	R	R	S	R
36	S	S	R	R	R	S	R
37	I	S	I	R	I	I	R
38	S	S	R	S	R	S	R
39	S	S	I	S	S	S	R
40	R	S	S	R	R	S	R
45	S	S	R	S	S	S	R
51	S	S	R	S	R	S	R
52	S	S	R	R	R	S	R
58	S	S	R	S	R	S	R
64	S	S	R	R	R	S	R
71	R	S	S	R	R	S	R
72	R	S	S	R	R	S	R
73	R	S	S	R	R	S	R
74	R	S	S	R	R	S	R
75	R	S	S	R	R	S	R

76	R	S	S	R	R	S	R
77	R	S	S	R	R	S	R
78	R	S	S	R	R	S	R
79	R	S	S	R	R	S	R
80	R	S	S	R	R	S	R
81	R	S	S	R	R	S	R
82	R	S	S	R	R	S	R
83	R	S	S	R	R	S	R
84	R	S	S	R	R	S	R
85	R	S	S	R	R	S	R
87	R	S	R	R	R	S	R
88	R	S	S	R	R	S	R
89	R	S	S	R	R	S	R
91	R	S	S	R	R	S	R
92	R	S	S	R	R	S	R
94	R	S	S	R	R	S	R
95	R	S	S	R	R	S	R
96	R	S	S	R	R	S	R
97	R	S	S	R	R	S	R
98	R	S	S	R	R	S	R
99	R	S	S	R	R	S	R
100	R	S	S	R	R	S	R