

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire



Domaine : Sciences de la nature et de la vie

Filière : Sciences vétérinaires

Mémoire de fin d'études

Pour l'obtention du diplôme de Docteur

en

Médecine vétérinaire

THEME

CONTRIBUTION A L'ETUDE DE L'INFLUENCE DE L'ETAPE DE RESSUAGE SUR LA PROLIFERATION DES *CAMPYLOBACTER* THERMOTOLERANTS CHEZ LE POULET DE CHAIR (ALGER)

Présenté par :

Melle ABBOUD Katia

Melle AIT YAKOUB Sara

Soutenu publiquement, le 10 novembre 2020 devant le jury :

Mr HAMDI T.M.

Pr (ENSV)

Président

Mr GOUCEM R.

MAA (ENSV)

Examineur

Mme BOUHAMED R.

MCB (ENSV)

Promotrice

2019-2020

DECLARATION SUR L'HONNEUR

Nous, soussignées AIT YAKOUB Sara et ABBOUD Katia, déclarons être pleinement conscientes que le plagiat de documents ou d'une partie d'un document publiés sous toute forme de support, y compris l'internet, constitue une violation des droits d'auteur ainsi qu'une fraude caractérisée. En conséquence, nous nous engageons à citer toutes les sources que nous avons utilisées pour écrire ce mémoire de fin d'études.

Signatures

Remerciements

A l'issu de ce travail, nous tenons à exprimer notre reconnaissance et nos sincères remerciements à notre chère promotrice, **Mme BOUHAMED R.**, Maître de Conférences classe B à l'ENSV, qui a accepté de diriger ce modeste travail. Nous la remercions pour sa contribution dans ce travail, ses précieux conseils et orientations scientifiques, sa disponibilité, son énorme soutien et sa gentillesse. Hommages respectueux.

Nous remercions, **M. HAMDI TM.**, Professeur à l'ENSV, de nous avoir fait l'honneur de présider le jury de ce mémoire. Sincères remerciements et hommages respectueux.

Nous remercions, **Mme BOUAYAD L.** et **M. GOUCEM R.**, respectivement Maître de Conférences classe A et Maître Assistant classe A à l'ENSV, d'avoir accepté d'examiner notre travail. Sincères remerciements et hommages respectueux.

Nous remercions toute personne ayant contribué de près ou de loin pour accomplir ce travail.
Mille mercis.

Enfin, nous tenons à remercier chaleureusement nos familles qui n'ont jamais cessé de nous soutenir et de nous encourager.

Dédicaces

A mes chers parents qui m'ont toujours soutenu et qui se sont sacrifiés pour mon bonheur et ma réussite. Je ne vous remercierai jamais assez.

A jida au cœur remplie d'amour et de tendresse. Merci de m'avoir élevé avec autant d'amour. Merci d'être chaque jour-là pour moi.

A Mes sœurs Louiza et Anfel et à mon frère Abdou mes amours que dieu vous garde pour moi.

A toute ma famille.

A mes chers amis Aïmene, Hayet, Kahou, Lilia, Asma, Amira, Feriel et mon trio des Sara qui m'ont toujours encouragé, et à qui je souhaite plus de succès.

Dédicaces

A mes chers parents

« Vous avez tout sacrifié pour vos enfants n'épargnant ni santé ni efforts. Vous m'avez donné un magnifique modèle de labeur et de persévérance. Je suis redevable d'une éducation dont je suis fier. Je vous remercie pour tout l'amour et le soutien présenté tout au long de ma vie. Merci à vous deux de m'avoir donné la force d'atteindre les étoiles et de poursuivre mes rêves.

Maman, je te souhaite une vie pleine de bonheur et d'amour et que Dieu, le tout puissant, te protège et te garde.

Papa, que dieu t'accueille dans son vaste paradis ».

A mes chers et adorable frères et sœurs Massissília, Yassine et mon petit frère Tarek. En témoignage de mon affection fraternelle, de ma profonde tendresse et reconnaissance,

A ma chère binôme KATIA, merci pour ton sérieux, ta générosité et à la grande patience dont tu as su faire preuve.

Je tiens à exprimer toute ma reconnaissance à ma promotrice, Madame BOUHAMED. Je la remercie de m'avoir encadré, orienté, aidé et pour ses judicieux conseils, qui ont contribué à alimenter ma réflexion.

Je remercie tous mes Amis « Feriel Belalam, Sarah Belli et Sarah Bergui » que j'aime tant, pour leur sincère amitié et confiance, et à qui je dois ma reconnaissance et mon attachement.

Sara.

Résumé

Les bactéries du genre *Campylobacter* sont à l'origine de tableaux cliniques variés chez l'homme, notamment de gastro-entérites qui dominent largement et se manifestent par de la diarrhée accompagnée de fièvre et de douleurs abdominales après une période d'incubation de deux à cinq jours. Plus rarement, des complications post-infectieuses peuvent se produire, à savoir l'arthrite réactionnelle, le syndrome de Guillain-Barré, etc. C'est pourquoi, une étude pilote ayant pour objectifs d'isoler et d'identifier les *Campylobacter* chez le poulet de chair est entreprise en Algérie. En Novembre 2019, 15 échantillons de peaux de cou de poulets de chair sont collectés. Les méthodes ISO 10272-1 (2006) et OIE (2005) sont utilisées pour l'isolement et l'identification des bactéries étudiées. Parmi ces 15 échantillons analysés, 13 s'avèrent positifs pour *Campylobacter* spp., soit une prévalence de 86,67%. Sur ces 13 échantillons positifs, seulement 10 sont des *Campylobacter* thermotolérants (76,92%). Les espèces isolées sont essentiellement des *Campylobacter jejuni* (70%) et dans une moindre mesure des *Campylobacter coli* (30%). La présence élevée de *C. jejuni* indique que cette espèce pourrait être la plus impliquée dans la campylobactériose humaine lorsqu'elle est véhiculée par le poulet de chair.

Mots clés : *Campylobacter* thermotolérants, *Campylobacter jejuni*, *Campylobacter coli*, entérite, poulet de chair, peau de cou.

Abstract

Bacteria of the genus *Campylobacter* are responsible for a variety of clinical pictures, including gastroenteritis, which is largely dominant and manifests itself as diarrhea accompanied by fever and abdominal pain after an incubation period of two to five days. More rarely, post-infectious complications may occur, namely reactive arthritis, Guillain-Barré syndrome, etc. For this reason, a pilot study aimed at isolating and identifying *Campylobacter* in broilers is being undertaken in Algeria. In November 2019, 15 broiler neck skin samples are collected. The ISO 10272-1 (2006) and OIE (2005) methods are used for the isolation and identification of the bacteria studied. Of the 15 samples tested, 13 were positive for *Campylobacter* spp., representing a prevalence of 86.67%. Of these 13 positive samples, only 10 are thermotolerant *Campylobacter* (76.92%). The species isolated are mainly *Campylobacter jejuni* (70%) and to a lesser extent *Campylobacter coli* (30%). The high presence of *C. jejuni* indicates that this species may be the most implicated in human campylobacteriosis when carried by broiler chickens.

Key words: Thermotolerant *Campylobacter*, *Campylobacter jejuni*, *Campylobacter coli*, enteritis, neck skin, chicken.

ملخص

تعد بكتيريا الكمبيلوباكتير أصل العديد من الاعراض السريرية المختلفة ، حيث يسود التهاب الأمعاء بشكل كبير: الإسهال المصحوب بحمى وآلام في البطن ، و ذلك بعد فترة حضانة من يومين إلى خمسة أيام. نادرًا ما تحدث مضاعفات ما بعد العدوى كالتهاب المفاصل التفاعلي ومتلازمة فيلان باريه وما إلى ذلك. لذلك ، تم إجراء دراسة تجريبية للتحقق من صحة منهجية عزل وتحديد الكمبيلوباكتير في الدجاج. في نوفمبر 2019 ، تم جمع 15 عينة من أعناق دجاج التسمين. تم استخدام الطريقة البيوكيميائية الكلاسيكية للعزل والتعريف. من بين هذه العينات الـ 15 التي تم تحليلها ، أثبتت 13 عينة (أي 86.67٪) أنها إيجابية لبكتيريا الكمبيلوباكتير. في هذه العينات الـ 13 ، فقط كانت منها لكمبيلوباكتير المقاومة للحرارة (76.92٪). الأنواع المعزولة كانت بشكل رئيسي كامبيلوباكتير جيجوني (70٪) و كامبيلوباكتير كولي (30٪). يُظهر الوجود العالي لكمبيلوباكتير جيجوني أنه النوع الأكثر انخراطًا في التهاب المعدة والأمعاء من أصل بكتيري ، في الدجاج وبالتالي في البشر.

الكلمات المفتاحية : كمبيلوباكتير مقاوم للحرارة ، كمبيلوباكتير جيجوني ، كمبيلوباكتير كولي ، التهاب الأمعاء ، دجاج ، جلد الرقبة

LISTE DES TABLEAUX

Pages

Tableau 1. Caractéristiques de croissance des <i>Campylobacter</i> (AFSSA, 2006).....	7
Tableau 2. Caractéristiques cliniques et épidémiologiques des infections à <i>Campylobacter</i> dans les pays développés et les pays en développement (Ban et Albert, 2011).	10
Tableau 3. Âge des patients infectés par <i>Campylobacter</i> dans certains pays en développement (Coker <i>et al.</i> , 2002).	11
Tableau 4. Caractéristiques des lots abattus.....	20
Tableau 5. Matériel de laboratoire utilisé.....	20
Tableau 6. Milieux et réactifs utilisés	21
Tableau 7. Caractéristiques des <i>Campylobacter</i> thermotolérants (OIE, 2008).....	27
Tableau 8. Extrait du tableau de lecture de la galerie API Campy.	32
Tableau 9. Prévalence globale de <i>Campylobacter</i> spp.....	34
Tableau 10. Prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants	36
Tableau 11. Prévalence des espèces de <i>Campylobacter</i> thermotolérants	37
Tableau 12. Prévalence globale des espèces de <i>Campylobacter</i> thermotolérants.....	38
Tableau 13. Prévalence des espèces de <i>Campylobacter</i> thermotolérants par lot.....	39

LISTE DES FIGURES

Pages

Figure 1. Principe de la marche en avant (GBPH, 2010).	3
Figure 2. Aspect morphologique des campylobacters (Mégraud <i>et al.</i> , 2013).	7
Figure 3. Homogénéisation des échantillons (photos personnelles)	22
Figure 4. Enrichissement (photo personnelle).....	22
Figure 5. Isolement sur gélose mCCDA et incubation (photos personnelles)	23
Figure 6. Aspect de <i>Campylobacter</i> sur gélose mCCDA (photos personnelles)	24
Figure 7. Lecture de la réaction de l'oxydase (photo personnelle)	26
Figure 8. Principales caractéristiques de <i>Campylobacter</i> thermotolérants	27
Figure 9. Production d'H ₂ S négative (photo personnelle)	28
Figure 10. Réaction de la catalase positive (Photo personnelle).....	29
Figure 11. Galerie API Campy (photos personnelles)	33
Figure 12. Prévalence globale de <i>Campylobacter</i> spp.	34
Figure 13. Prévalence de <i>Campylobacter</i> spp. par lot.....	35
Figure 14. Prévalence globale des <i>Campylobacter</i> thermotolérants	36
Figure 15. Prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants par lot	36
Figure 16. Prévalence des espèces de <i>Campylobacter</i> thermotolérants	37
Figure 17. Prévalence globale des espèces de <i>Campylobacter</i> thermotolérants	38
Figure 18. Prévalence des espèces de <i>Campylobacter</i> thermotolérants par lot	39

Liste des abréviations

- : négatif

± : plus ou moins

+ : positif

ACE : Sodium Acétate

ADN : Acide désoxyribonucléique

AFSSA : Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments

AFSCA : Agence fédérale pour la sécurité de la chaîne alimentaire

ANSES : Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de l'Alimentation, de l'Environnement et du travail

ArgA: L-Arginine Arylamidase

ARN: Acide Ribonucléique

AspA: L-Aspartate Arylamidase

BHIB: Brain Heart Infusion Broth

C.: *Campylobacter*

C.c: *Campylobacter coli*

C.j: *Campylobacter jejuni*

C.l: *Campylobacter lari*

CFZ: Sodium Cefazoline

CIT: Trisodium Citrate

Ct: *Chlamydia trachomatis*

CTT: *Campylobacter* thermotolerants

EFSA : European Food Safety Authority

ERO: Erythromycine

ESR: Institute of Environmental Science and Research limited

FAO : Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture

FDA: Food and Drug Administration

G+C : Guanine et cytosine

GBPH : Guide des bonnes pratiques d'hygiènes

GGT : Gamma Glutamyl transférase

GLU : Glucose

H₂O₂ : Peroxyde d'hydrogène

H₂S : Sulfure d'hydrogène

HIP : Hippurate

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

MAPAQ : Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec.

MCCDA: Modified charcoal-cefoperazone-deoxycholate

MLT: Maltate

MS : Synthèse médecine/sciences

N : Nombre d'échantillons

NaCl : Chlorure de sodium

NAL : Acide Nalidixique

NIN : Réactif : Composant de Ninhydrine, méthanol et DMSO.

NIT: Nitrates reductase

NJDA: New Jersey Department of agriculture

NNDSS : National Notifiable Diseases Surveillance System

NCTC : National Type Culture Collection

OIE : Organisation Mondiale de la Santé Animale

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

PAL : Phosphatase Alcaline

PCR : Polymérase Chain Réaction (réaction de polymérisation en chaîne)

pH : Potentiel Hydrogène

PROP : Propionique

PyrA : Pyrrolidonyl Arylamidase

ReA : Arthrite réactive

SCI : Syndrome du côlon irritable

SGB : Syndrome de Guillain-Barré

SMF : Syndrome de Miller Fisher

Sp. : Espèce

Spp. : Espèces (species pluralis)

SUT: Succinate

TSI: Triple Sugar Iron

TTC: Triphenyl Tetrazolium Chlorure reductase

URE: Uréase

VIH : Virus de l'immunodéficience humain

Table des matières

INTRODUCTION.....	1
-------------------	---

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE 01 : Généralités sur les abattoirs avicoles

I. DEFINITIONS	3
I.1 Abattoir.....	2
I.2 Abattage	2
I.3 Objectifs des abattoirs	2
II. CONCEPTION	2
II.1 Conception proprement dite	2
II.2 Marche en avant.....	3
III. ETAPES D'ABATTAGE DE LA VOLAILLE	4
III.1 Accrochage	4
III.2 Etourdissement	4
III.3 Saignée.....	4
III.4 Echaudage et plumaison	4
III.5 Eviscération	5
III.6 Effilage	5
III.7 Lavage	5
III.8 Ressuage	5
III.9 Conditionnement	5

CHAPITRE 02 : Caractères généraux des campylobactéries

I. HISTORIQUE ET TAXONOMIE	6
II. BACTERIOLOGIE	6
II.1 Morphologie de la bactérie	6
II.2 Caractères métaboliques	7
II.3 Caractères cultureux	7
II.3.1 Facteurs affectant la croissance et la survie des <i>Campylobacters</i>	7
II.3.2 Aspect des cultures.....	8
II.4 Caractères biochimiques.....	8
III. OUTILS DE DIAGNOSTIC	8
III.1 Milieux de culture.....	8
III.2 Méthodes d'isolement.....	9
III.2.1 Isolement direct	9

III.2.2	Isolement indirect	9
---------	--------------------------	---

Chapitre 03: Campylobactérioses humaine et animale

I.	CAMPYLOBACTERIOSE HUMAINE	10
I.1	Généralités.....	10
I.2	Epidémiologie	10
I.2.1	Âge.....	11
I.2.2	Saisonnalité	11
I.2.3	Incidence	12
I.2.4	Source	12
I.2.5	Transmission	12
I.2.6	Résistance	13
I.3	Pathogénie	13
I.4	Signes cliniques.....	14
I.4.1	Manifestations intestinales	14
I.4.2	Manifestations extra-intestinales	14
I.4.3	Complications	14
I.5	Diagnostic.....	16
I.6	Traitement	17
I.7	Prévention.....	17
I.7.1	Prévention sanitaire.....	17
I.7.2	Prévention médicale.....	17
II.	CAMPYLOBACTERIOSE ANIMALE	18
II.1	Troubles intestinaux	18
II.2	Troubles hépatiques.....	18
II.3	Troubles de la reproduction.....	18

PARTIE EXPERIMENTALE

Chapitre 01: Matériel et méthodes

I.	OBJECTIFS	19
II.	MATERIEL ET METHODES	19
II.1	Matériel.....	19
II.1.1	Présentation de l'abattoir.....	19
II.1.2	Echantillonnage	19
II.1.3	Matériel de laboratoire	20
II.1.4	Milieux et réactifs.....	21

II.2	Méthodes	21
II.2.1	Méthodes d'analyses bactériologiques.....	21
<u>Chapitre 02: Résultats</u>		
I.	DETECTION DES <i>CAMPYLOBACTER</i> THERMOTOLERANTS	34
I.1	Prévalence de <i>Campylobacter</i> spp.	34
I.1.1	Prévalence globale	34
I.1.2	Prévalence par lot.....	35
I.2	Prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants	35
II. ETUDE PHENOTYPIQUE DES ISOLATS DE <i>CAMPYLOBACTER</i>		
THERMOTOLERANTS		37
II.1	Identification des <i>Campylobacter</i> thermotolérants à l'aide de la galerie classique	37
II.2	Identification des espèces de <i>Campylobacter</i> spp. à l'aide de la galerie API Campy.....	38
II.2.1	Prévalence globale.....	38
II.2.2	Prévalence par lot	39
<u>Chapitre 03: Discussion</u>		
I.	CHOIX DES PRELEVEMENTS	40
I.1	Espèce animale	40
I.2	Partie prélevée	40
II.	DETECTION DES <i>CAMPYLOBACTER</i> THERMOTOLERANTS	40
II.1	Établissement et étape de contamination.....	40
II.2	Laboratoire (Contaminants et CTT)	41
II.3	Prévalence globale des <i>Campylobacter</i> thermotolérants après l'étape de ressuage	42
II.4	Prévalence des <i>Campylobacter</i> thermotolérants après l'étape de ressuage par lot	42
III.	Caractérisation phénotypique des isolats de <i>Campylobacter</i> thermotolérants.....	43
CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS		45
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES		45

INTRODUCTION

Les maladies d'origine alimentaire (MOA), c'est-à-dire liées à la consommation d'une denrée contaminée par un danger biologique, restent une des premières causes de maladies infectieuses dans le monde, avec environ 2,2 millions de cas par an dont 1,9 millions de cas d'enfants (OIE, 2013).

De nos jours, *Campylobacter* thermotolérant est devenu l'un des agents pathogènes d'origine alimentaire les plus importants même dans les pays à revenu élevé. Ce microorganisme commensal de tube digestif de nombreux animaux sauvages (oiseaux comme les canards et les goélands), les animaux de ferme (bovins et porcs) et les animaux de compagnie (chiens et chats, etc.), est responsable d'une infection entérique zoonotique qui est la campylobactériose (Nauta *et al.*, 2016 ; Facciola *et al.*, 2017). Cette infection est associée le plus souvent à la consommation de viande de poulet crue ou mal cuite car la volaille représente le principal réservoir des *Campylobacter*, mais aussi à l'ingestion de viande de bœuf, de porc, de produits laitiers non pasteurisés, d'eaux contaminées, d'aliments crus ou peu cuits, souillés par contamination lors de manipulations avant leur consommation (Dromigny, 2007 ; Asmai *et al.*, 2019).

En effet, en Europe, la campylobactériose est, depuis 2005, la maladie d'origine alimentaire la plus fréquemment notifiée et la deuxième aux USA, précédée par l'infection due à *Salmonella* spp. (Facciola *et al.*, 2017). Cette augmentation ainsi que le spectre croissant des maladies causées par ces organismes nécessitent une compréhension plus claire de l'épidémiologie et du contrôle de la campylobactériose (Coker *et al.*, 2002). Cette infection ne peut être prévenue qu'en appliquant les bonnes pratiques de base en matière d'hygiène lorsqu'on prépare des aliments (OMS, 2020).

Le fait que cette bactérie représente un sérieux problème de santé publique nous a mené à réaliser cette étude qui comprend deux parties, à savoir une partie bibliographique et une partie expérimentale dont les objectifs principaux sont, d'une part de déterminer la prévalence des *Campylobacter* spp. et thermotolérants des carcasses de poulets de chair prélevés après ressuage dans un abattoir avicole, et d'autre part d'estimer la prévalence des espèces de *Campylobacter* spp. des isolats.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE 01 :

Généralités sur les abattoirs

avicoles

I. DEFINITIONS

I.1 Abattoir

Un abattoir représente tout local approuvé, homologué et/ou enregistré par l'autorité compétente, utilisé pour l'abattage et l'habillage d'animaux spécifiés destinés à la consommation humaine (FAO, 2006).

I.2 Abattage

L'abattage regroupe l'ensemble des opérations par lesquelles un animal est transformé en viande destinée principalement à la consommation humaine (FAO, 2006). En règle générale, l'abattage de volailles en vue de la commercialisation de leurs viandes ne peut avoir lieu que dans un abattoir agréé (AFSCA, 2016).

I.3 Objectifs des abattoirs

Les abattoirs ont pour but de (Barbut, 2015) :

- Permettre le contrôle de la qualité des viandes.
- Prévenir les dangers lors d'abattage des animaux.
- Garantir la salubrité par mise en place de mesures de surveillance et de propreté.

II. CONCEPTION

Les bâtiments doivent être conçus de manière à être solides, faciles à entretenir pour empêcher la création de conditions insalubres et permettre la marche en avant du produit (GBPH, 2010).

II.1 Conception proprement dite

La conception du bâtiment doit répondre aux points suivants (FAO, 1979 ; FAO, 1992 ; GBPH, 2010) :

- Emplacement éloigné des sources de bruit, surélevé, facilitant l'écoulement des eaux et empêchant l'accumulation d'eau de pluie autour de l'abattoir ;

- Sols conçus de façon à permettre l'évacuation des liquides en surface vers des orifices d'évacuation munis de grille et de siphons pour limiter les stagnations ;
- Installation d'un système d'égout minimisant le maximum de pollution ;
- Eclairage d'intensité suffisante, ne modifiant pas les couleurs ;
- Ventilation permettant d'éviter toute contamination aéroportée, de maîtriser les températures ambiantes, l'humidité, les odeurs pour éviter l'altération et aussi pour contrôler la salubrité des denrées alimentaires ;
- Bonne exposition par rapport au soleil et aux vents dominants ;
- Approvisionnement continu en eau pour un abattage dans des conditions hygiéniques ;
- Accès Interdit aux animaux et personne non autorisées.

II.2 Marche en avant

Le principe de la marche en avant est d'éviter la contamination physique et microbienne des produits en cours de fabrication par des déchets ou d'autres produits souillés. Ce principe impose que le produit circule d'une étape à une autre en avançant, et ne doit jamais revenir en arrière. C'est la notion fondamentale « du plus sale vers le plus propre » (GBPH, 2010) (Figure 1).

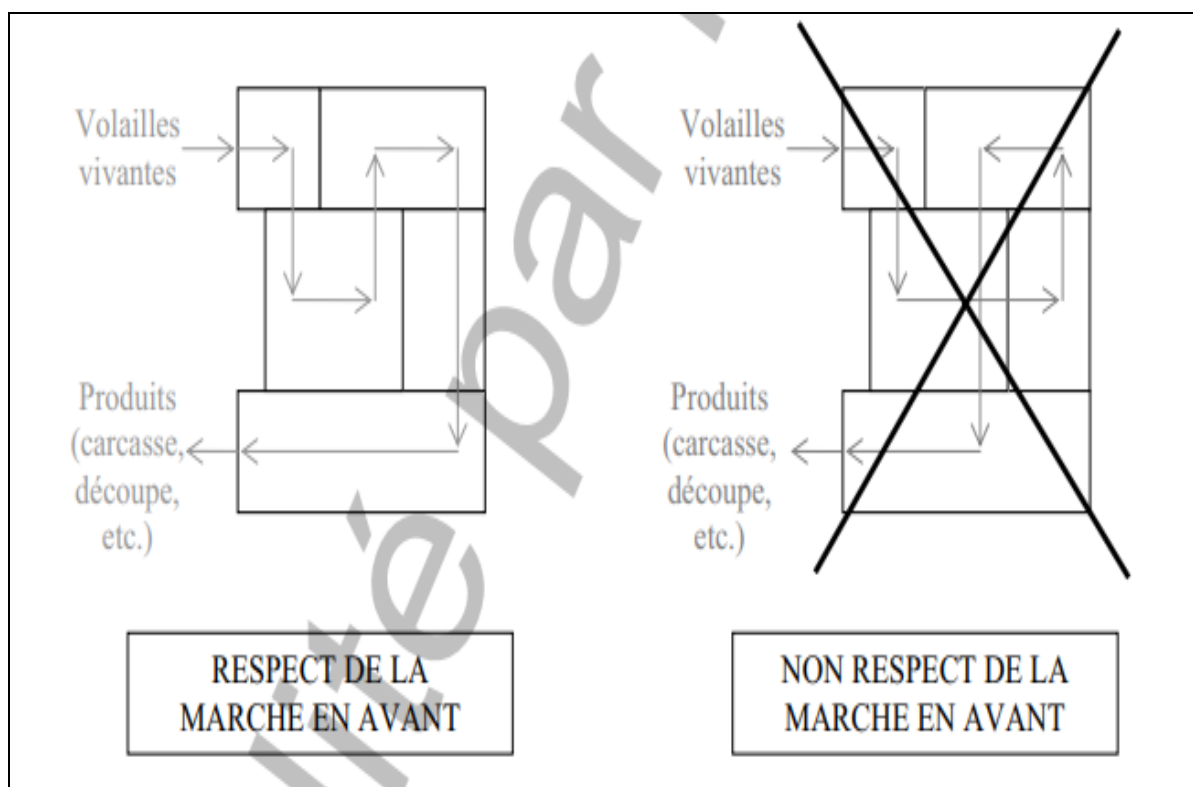


Figure 1. Principe de la marche en avant (GBPH, 2010).

III. ETAPES D'ABATTAGE DE LA VOLAILLE

L'abattage de la volaille regroupe plusieurs étapes. Dans les petites opérations, les oiseaux sont en général placés dans des cônes pour être saignés, puis ils sont ébouillantés dans de l'eau chaude et plumés, soit manuellement, soit à l'aide de plumeuses automatiques. Ils sont ensuite éviscérés et refroidis (FAO, 2014).

III.1 Accrochage

Les oiseaux sont suspendus par les pattes à de solides crochets en fer attachés à un convoyeur les transportant d'un poste de travail à un autre (FAO, 2014).

III.2 Etourdissement

La volaille est étourdie immédiatement avant l'abattage pour faciliter et minimiser la lutte contre la mort et ainsi minimiser les dommages à la carcasse, et rendre l'oiseau inconscient et incapable de percevoir la douleur (Buhr, 2012). Il est à noter qu'en Algérie, cette étape est interdite.

III.3 Saignée

La saignée représente une incision de face en travers de la gorge à l'aide d'un couteau. Après l'incision des vaisseaux, aucun échaudage de la carcasse ni autre procédure ne doivent être effectués durant les 30 secondes qui suivent jusqu'à la cessation de tous les réflexes du tronc cérébral (OIE, 2019).

III.4 Echaudage et plumaison

Les volailles passent dans des échaudoirs contenant de l'eau maintenue à une température spécifique à chaque type de volailles provoquant ainsi la dilatation des follicules plumeux, ce qui facilitera la plumaison. A leur sortie du bac, les volailles entrent dans une plumeuse d'attaque où les plumes sont arrachées par des « doigts » en caoutchouc animés d'un mouvement bi-rotatoire. Une seconde plumeuse permet la finition. Les « doigts » de plumage sont regroupés par six ou neuf sur des têtes également animées d'un mouvement de bi-rotation (Malbrand, 2016).

III.5 Eviscération

L'éviscération consiste à ouvrir la cavité corporelle et à tirer les viscères. Le processus peut être effectué manuellement à l'aide d'un couteau et de ciseaux, de manière semi-automatique ou entièrement automatique en utilisant d'abord une lame mobile pour ouvrir la cavité et un bras en forme de cuillère pour retirer les viscères (Barbut, 2015).

III.6 Effilage

L'effilage est une opération qui consiste en l'ablation du tube digestif par l'orifice cloacal (Jouve, 1996).

III.7 Lavage

Les carcasses entièrement vidées sont nettoyées par aspersion d'eau potable (OIE, 2005).

III.8 Ressuage

Une fois la procédure d'éviscération terminée, la carcasse doit être refroidie dès que possible. De l'eau glacée ou bien un réfrigérateur peuvent être utilisés. Cependant, l'eau glacée fera le travail un peu plus rapidement. Les méthodes les plus courantes comprennent le refroidissement par immersion dans l'eau, le refroidissement à l'air et le refroidissement par pulvérisation (qui comprend l'air et l'eau). Le but est d'amener la température de la carcasse à environ 4-5 °C en 30 à 75 minutes (FAO, 2014).

III.9 Conditionnement

Selon l'utilisation finale, les oiseaux peuvent être emballés individuellement ou en vrac. L'emballage est utilisé pour protéger les aliments contre la contamination pendant le stockage, l'expédition et la distribution. Il permet, en outre, de retarder la détérioration, de réduire l'évaporation / la perte de poids, les brûlures associées à l'utilisation du congélateur, *etc.* Après le traitement, le produit est emballé et y reste généralement jusqu'à ce qu'il soit utilisé par le client (Barbut, 2015).

CHAPITRE 02 :

Caractères généraux des campylobactéries

I. HISTORIQUE ET TAXONOMIE

La nomenclature des *Campylobacter* a subi plusieurs changements au fil des années. Les premiers taxons découverts sont classés parmi le genre *Vibrio* du fait de leur aspect particulier à l'état frais et de leur mobilité qui ressemble à celle des *Vibrio*. En raison de leur caractère microaérophile qui les distingue des *Vibrio*, ils sont nommés *Vibrio* microaérophiles (Federighi *et al.*, 2005 ; Dromigny, 2007). Ce n'est qu'en 1963 que Sebald et Véron donnent le nom de *Campylobacter* (du grec *campylo*=incurvé et *bacter*=bacille) à ces « *Vibrio* like », et ce, après l'application du test de Hugh et Leifson et la détermination de leur métabolisme fermentatif et de leur composition d'ADN, ce qui a permis leur différenciation des véritables *Vibrio* (Dromigny, 2007). Par ailleurs, *Campylobacter* est un genre bactérien que la taxonomie regroupe avec les genres *Helicobacter*, *Arcobacter*, *Wolinella* et *Sulfurospirillum* au sein de la branche ϵ des Protéobactéries (epsilon protéobactéries) appelée aussi superfamille VI de bacilles à Gram négatif, ordre des *campylobacterales*. Ce *Campylobacter* forme avec les genres *Arcobacter* et *Sulfurospirillum* la famille des *Campylobacteraceae* (AFSSA, 2003). Actuellement, Il existe 44 espèces et 16 sous-espèces de *Campylobacter* qui sont classées en 3 groupes : le groupe thermotolérant, le groupe anaérobie et le groupe « *fetus* ». Les espèces *Campylobacter jejuni*, *Campylobacter coli*, *Campylobacter upsaliensis* et *Campylobacter lari* appartiennent au groupe thermotolérant. Ces 4 espèces suscitent un grand intérêt en hygiène des denrées alimentaires du fait de leur incrimination dans les toxi-infections alimentaires (Mégraud *et al.*, 2013 ; Parte, 2018).

II. BACTERIOLOGIE

II.1 Morphologie de la bactérie

Les *Campylobacter* sont de fins bacilles à coloration de Gram négative, non sporulés, parfois encapsulés (Federighi *et al.*, 2005). Elles se présentent sous une forme incurvée ou spiralée ou en forme de S (figure 2) évoluant vers une forme coccoïde, considérée souvent comme une forme dégénérative impossible à repiquer. Ces bactéries font 0,2 à 0,5 μm de diamètre sur 0,5 à 5,0 μm de longueur, et elles peuvent atteindre 8,0 μm de longueur (Dromigny, 2007). Ces bacilles sont caractérisés par une grande mobilité assurée par un ou deux flagelle(s) polaire(s). Cette mobilité est souvent comparée à un mouvement en « tire-bouchon » ou en « vol de moucheron » (Federighi *et al.*, 2005).

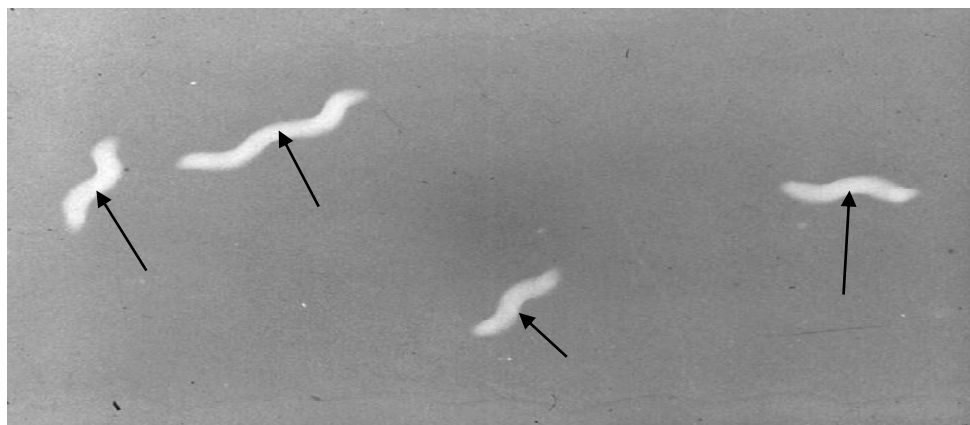


Figure 2. Aspect morphologique des campylobacters (Mégraud *et al.*, 2013).

II.2 Caractères métaboliques

La majorité des espèces se développe dans des conditions de microaérophilie et ont un métabolisme de type respiratoire. Les espèces de *Campylobacter* sont chimioorganotrophes incapables de fermenter ou d'oxyder les carbohydrates (Barros-Velázquez *et al.*, 1999). Elles ont comme source d'énergie les acides aminés tels que l'aspartate, le glutamate, la sérine et la proline ou les intermédiaires du cycle de Krebs (Stahl *et al.*, 2012 ; Kaakoush *et al.*, 2015).

II.3 Caractères cultureux

II.3.1 Facteurs affectant la croissance et la survie des *Campylobacters*

Les caractères cultureux affectant la croissance et la survie des campylobacters sont résumés dans le tableau 1.

Tableau 1. Caractéristiques de croissance des *Campylobacter* (AFSSA, 2006).

	Optimum de croissance	Inhibition de croissance
Température	40 -42°C	<30°C – >45°C
pH	6,5-7,5	<4,9 - >9,0
O ₂	3-5 %	0 – 15 à 19%
CO ₂	10%	-
Aw	0,997	<0,987
Na Cl	0,5 %	>2 %

II.3.2 Aspect des cultures

Les *Campylobacter* peuvent être cultivés en milieux liquides ou sur des milieux solides. Leurs colonies apparaissent au bout de 24h à 48h d'incubation entre 37°C et 42°C (Dromigny, 2007).

II.3.2.1 Culture en milieu liquide

La culture bactérienne est représentée par un trouble situé juste en dessous de la surface du bouillon dans la zone de microaérophilie (Federighi *et al.*, 2005).

II.3.2.2 Culture sur milieu solide

Sur géloses au sang, les colonies sont circulaires, bombées, d'un diamètre de 1 à 2 mm, lisses et brillantes avec un contour régulier. Toutefois, sur géloses au charbon, les colonies sont étalées, plates, grisâtres en « taches de bougies » pouvant avoir un éclat métallique (OIE, 2017). Dans certains cas, elles sont granuleuses, transparentes avec un contour irrégulier (Federighi *et al.*, 2005).

II.4 Caractères biochimiques

L'identification du genre *Campylobacter* s'effectue à l'aide de simples critères représentés par la morphologie de la bactérie (bacilles incurvés à Gram négatif), la mobilité dite en « vol de moucheron », la présence d'une oxydase et, généralement, d'une catalase (Lehours, 2005).

III. OUTILS DE DIAGNOSTIC

Le transport, la manipulation et l'analyse des échantillons de *Campylobacter* sont lourds, et les méthodes conventionnelles utilisées pour de nombreuses autres bactéries ne sont généralement pas applicables (Luechtefeld *et al.*, 1981).

III.1 Milieux de culture

Pour cultiver les bactéries du genre *Campylobacter* en particulier les thermotolérants, le recours à des milieux de culture sélectifs est indispensable. En 1977, le premier milieu de culture pour

cultiver *C. jejuni* et *C. coli* est développé par Skirrow. Depuis, une multitude de milieux de culture ont été développés. Ces milieux sélectifs contiennent un milieu à base du sang ou d'autres agents tels que le charbon pour supprimer la toxicité de l'oxygène, et une variété de combinaisons d'antibiotiques auxquelles les *Campylobacter* thermophiles sont résistants. Ces antibiotiques visent à inhiber la flore saprophyte présente dans l'échantillon permettant ainsi d'isoler les *Campylobacter* spp. (Natsos, 2019).

III.2 Méthodes d'isolement

III.2.1 Isolement direct

L'isolement direct des *Campylobacter* à partir des échantillons fécaux ou intestinaux peut se faire sur un milieu sélectif ou sur un milieu non sélectif (OIE, 2017). Ce dernier, nécessite la filtration d'échantillons cliniques homogénéisés à travers une membrane filtrante dont les pores ont un diamètre de 0,45 (acétate de cellulose) ou 0,65 µm (nitrate de cellulose) sur des milieux non sélectifs. Cette méthode de filtration utilise la propriété des *Campylobacter*, à savoir leur petite taille et leur mobilité. Elle permet la culture des espèces sensibles aux antibiotiques (Mégraud *et al.*, 2013 ; Kaakoush, 2015).

III.2.2 Isolement indirect

La méthode d'isolement indirecte consiste à faire un isolement après enrichissement. Elle s'effectue aussi bien pour les aliments que pour les matières fécales. En revanche, elle est essentiellement employée pour l'isolement des campylobactéries à partir des denrées alimentaires, vu leur faible nombre dans ce type de prélèvement (Moore *et al.*, 2005). Il convient de noter qu'il existe une norme ISO (International Organization for Standardization) 10272 relatives à la recherche des *Campylobacter* thermotolérants dans les aliments destinés à la consommation humaine. Cette norme est basée sur l'utilisation d'un bouillon d'enrichissement Bolton avant l'emploi de géloses sélectives, et ce, après une incubation de 48 heures (Morn, 2009).

CHAPITRE 03 :

**Campylobactérioses humaine et
animale**

I. CAMPYLOBACTERIOSE HUMAINE

I.1 Généralités

La campylobactériose est une zoonose représentant actuellement la cause la plus fréquente d'entérite bactérienne d'origine alimentaire chez l'homme (EFSA 2016 ; NNDSS, 2016 ; ESR, 2017). Par ailleurs, *Campylobacter jejuni* et *Campylobacter coli* sont considérés comme les entéropathogènes les plus importants de ce genre. Leur capacité à coloniser et à survivre dans une grande variété d'espèces animales et d'habitats les rendent extrêmement difficiles à contrôler (Sharon *et al.*, 2013). De plus, le taux d'infection à *Campylobacter* dans le monde a augmenté et le nombre de cas dépasse souvent celui de la salmonellose et de la shigellose (Coker *et al.*, 2002). Ce qui peut rendre *Campylobacter*, au même titre que *Salmonella*, un indicateur d'hygiène d'une contamination d'origine digestive (AFSSA, 2009).

I.2 Épidémiologie

L'épidémiologie des infections à *Campylobacter* est nettement différente dans les pays en développement que dans les pays développés (Tableau 2) (Ban et Albert, 2011).

Tableau 2. Caractéristiques cliniques et épidémiologiques des infections à *Campylobacter* dans les pays développés et les pays en développement (Ban et Albert, 2011).

Caractéristiques	Pays développé	Pays en développement
Groupe d'âge affecté	15-29 ans	2 ans
Endémicité de l'infection	Endémique	Hyper endémique
Apparition d'épidémies	Commun	Rare
Saisonnalité	Pics en été en automne	Toute l'année
Mode de transmission prédominant	Origine alimentaire	Incertain

I.2.1 Âge

Dans les pays à faible revenu, *Campylobacter* est de plus en plus impliqué dans le ralentissement de la croissance chez les enfants de moins de 2 ans (Amour *et al.*, 2016). Les estimations de 2015 de la charge mondiale de morbidité indiquent plus de 25 000 décès par an chez les enfants de moins de 5 ans, avec les taux les plus élevés en Afrique et en Asie (Poly *et al.*, 2019).

Le tableau 3 indique l'âge des patients infectés par *Campylobacter* dans certains pays en développement.

Tableau 3. Âge des patients infectés par *Campylobacter* dans certains pays en développement (Coker *et al.*, 2002).

Pays	Age d'infection (mois)
Nigeria	24
Tanzanie	18
China	12-24
	<12 (18,8%)
Thaïlande	12-23 (12,3%)
	24-59 (10,3%)
Bangladesh	≤12 (38,8%)
	>12 (15,9%)
	0-5 (8%)
Egypte	6-11 (14%)
	12,23 (4%)

I.2.2 Saisonnalité

L'examen du nombre de *Campylobacter* dans l'intestin grêle et le caecum de poulet sur une période de 12 mois a montré une variation saisonnière significative du taux de portage qui était associée au soleil et à la température (Djennad *et al.*, 2019). Pour Altekrouse (1999), l'entérite dans les pays en développement n'a pas de préférence saisonnière tandis que dans les pays développés, les épidémies se produisent entre le printemps et l'automne (Altekrouse *et al.*, 1999). En revanche, le manque de connaissances sur le moment de l'infection, le temps d'incubation

ainsi que les retards de déclaration sont des sources majeures d'incertitude dans l'étude de l'association temporelle entre la température ambiante et l'incidence des cas de campylobactériose (Yun *et al.*, 2016).

I.2.3 Incidence

Les rapports sur l'incidence de *Campylobacter* diffèrent selon les pays et la véritable nature du taux d'occurrence mondial est largement inconnue (OMS, 2013). Les raisons du manque d'incidence réelle des éclosions de *Campylobacter* comprennent la sous-déclaration des cas d'infection à *Campylobacter*, les différences dans les systèmes de notification, les difficultés de diagnostic et les différences de surveillance en cas d'épidémie (Hansson *et al.*, 2018).

I.2.4 Source

Les espèces de *Campylobacter* sont largement réparties chez la plupart des animaux à sang chaud. Ils sont répandus chez les animaux destinés à l'alimentation tels que la volaille, le bétail, les porcs, les moutons et les autruches, et chez les animaux de compagnie, y compris les chats et les chiens. Il est à noter que la bactérie a également été trouvée chez les crustacés (OMS, 2018).

I.2.5 Transmission

Les circonstances de contamination varient d'un pays à l'autre en fonction des habitudes alimentaires, du niveau d'hygiène et du climat (MS, 1991).

La transmission à l'homme se fait soit (MS, 1991) :

- Par contact direct avec ces animaux ou leurs déjections ;
- Par consommation d'aliments ou d'eau souillés par ces animaux ;
- Plus rarement, d'homme à homme, notamment au sein des communautés d'enfants ou de jeunes adultes.

La transmission périnatale de la mère à l'enfant est également possible. Dans certains cas, ces infections aboutissent à la mort du fœtus *in utero*, mais la plupart du temps elles se manifestent chez le nouveau-né par une diarrhée sanglante et fébrile ou par une méningite. Dans les pays développés, l'ingestion d'aliments contaminés semble être le mode le plus fréquent de contamination de l'homme. Les aliments habituellement impliqués sont la viande de volaille mal

cuite (barbecues), les aliments crus (lait, salades, viandes crues) et les aliments pré-cuisinés contaminés par des manipulations non hygiéniques (mains ou ustensiles souillés par la volaille) et mal conservés (MS, 1991).

I.2.6 Résistance

Bien que les *Campylobacter* soient des bactéries exigeantes, microaérophiles, généralement incapables de se développer dans des atmosphères riches en oxygène, *C. jejuni* peut s'adapter et survivre dans un environnement riche en oxygène et pauvre en nutriments. La formation de biofilms et les interactions avec d'autres micro-organismes peuvent contribuer à la survie en dehors de l'hôte. Grâce au séquençage du génome et de l'ARN, les mécanismes de survie entre les souches dans l'environnement tel que le sol ont permis une meilleure compréhension du rôle de la persistance de *C. jejuni* dans l'environnement et sa transmission à l'homme de manière directe ou indirecte (Bronowski *et al.*, 2014).

I.3 Pathogénie

La pathogenèse de l'infection à *Campylobacter* est complexe et encore mal comprise. Cependant, la motilité, l'adhérence, la colonisation, l'invasion des cellules épithéliales, l'induction de la mort cellulaire, l'évasion des défenses du système immunitaire et la production de toxines semble jouer un rôle important dans le développement de la maladie (Sharon *et al.*, 2013 ; Kinga *et al.*, 2018). Ferrero et Lee (1988) indiquent que la colonisation et l'adhésion à l'épithélium intestinal sont les premières étapes indispensables de la pathogenèse de la maladie. Pour cette raison, la motilité caractéristique de la bactérie par les flagelles polaires que la cellule possède est fondamentale (Ferrero *et al.*, 1988). La colonisation de l'épithélium intestinal est secondaire à un processus de chimiotaxie (Hamer *et al.*, 2010). L'adhésion bactérienne à la surface épithéliale intestinale est induite par plusieurs adhésines placées à la surface de la bactérie. Un rôle clé est joué particulièrement par une protéine de membrane externe qui se lie à la fibronectine ou à la protéine d'adhésion de *Campylobacter* (Facciola *et al.*, 2017). Cette adhésion entraîne une réponse inflammatoire précoce qui provoque une stimulation des fonctions immunitaires innées dans l'ordre suivant : un afflux de liquide, une activation des cellules du complément, un recrutement de phagocytes entraînant la lyse ou la mort de la bactérie, une élimination de l'infection ou la présentation d'antigènes suivie d'une réponse humorale et une disparition de l'infection (Sharon *et al.*, 2013).

I.4 Signes cliniques

I.4.1 Manifestations intestinales

Le temps d'incubation de la maladie est de 1 à 7 jours (3 jours en moyenne), ce qui est plus long que les temps d'incubation de la plupart des autres agents pathogènes intestinaux (Wassenaar *et al.* 2007). Le plus souvent, l'infection entraîne une maladie gastro-intestinale aiguë caractérisée par de la diarrhée, de la fièvre et des crampes abdominales. Chez la plupart des patients, la diarrhée est soit lâche et aqueuse, soit très sanglante. Habituellement, la diarrhée commence à s'atténuer après 3 à 4 jours mais *Campylobacter* peut être retrouvé dans les fèces pendant plusieurs semaines. Chez certains patients, les crampes abdominales et la douleur sont les caractéristiques prédominantes ; cela peut conduire à un diagnostic erroné. La fièvre peut être de faible intensité ou bien supérieure à 40°C et persister jusqu'à 1 semaine. A ce moment-là, la maladie a généralement disparu, même en l'absence de traitement antibiotique spécifique. Cependant, les patients peuvent développer une maladie diarrhéique plus longue et récurrente qui dure plusieurs semaines (Kapperud *et al.*, 1992 ; David et Ban, 2001).

I.4.2 Manifestations extra-intestinales

Les manifestations extra-intestinales de l'infection à *Campylobacter* sont assez rares et peuvent inclure la méningite, l'endocardite, l'arthrite septique, l'ostéomyélite et la septicémie néonatale. La bactériémie est détectée chez <1% des patients atteints d'entérite à *Campylobacter* et est plus susceptible de survenir chez les patients immunodéprimés ou chez les très jeunes ou les très vieux (Skirrow *et al.*, 1993).

I.4.3 Complications

L'infection à *Campylobacter* spp. peut-être accablée par certaines complications majeures. Les principales séquelles reconnues sont le syndrome de Guillain-Barré (SGB), l'arthrite réactionnelle (ReA) et le syndrome du côlon irritable (SCI). Le syndrome de Miller Fisher, une variante du SGB, peut également être associé à une infection antérieure à *Campylobacter* (Facciola *et al.*, 2017).

I.4.3.1 Syndrome de Guillain-Barré

Le syndrome de Guillain barré est une maladie auto-immune rare caractérisée par la démyélinisation des nerfs moteurs et sensoriels ou détérioration des nerfs axonaux du système nerveux périphérique (Van Doorne *et al.*, 2008). Il existe des preuves que les infections à *C. jejuni* précèdent généralement le syndrome de Guillain Barré qui résulte d'un cas de mimétisme moléculaire par lequel les anticorps anti-*Campylobacter* produits par l'hôte reconnaissent et réagissent de manière croisée avec les auto-gangliosides et endommagent le tissu nerveux périphérique (Nachamkin *et al.*, 2008).

I.4.3.2 Arthrite réactive (anciennement : syndrome de Reiter)

L'arthrite réactive (ReA) est une arthrite inflammatoire qui se manifeste plusieurs jours à plusieurs semaines après une infection gastro-intestinale ou génito-urinaire. (Apoorva *et al.*, 2019). En général, il existe deux principaux types de ReA : post-vénérienne et post-entérique. Dans le cas de l'infection post-entérique, il existe de nombreuses données impliquant plusieurs infections bactériennes différentes comme déclencheurs de la ReA. Les plus impliquées sont *Chlamydia trachomatis* (Ct), *Salmonella*, *Shigella*, *Campylobacter* et *Yersinia*. De toutes les causes bactériennes de ReA, le Ct est le plus courant. Cependant, les quatre organismes entériques répertoriés causent plus de cas de ReA en groupe que de ReA post-chlamydiale (John, 2010).

I.4.3.3 Syndrome du côlon irritable (SCI)

Le SCI est un trouble gastro-intestinal fonctionnel chronique et débilitant le plus répandu dans le monde. Sa nature chronique, ses signes et symptômes qui varient périodiquement de légers à graves ont de nombreux effets négatifs sur la qualité de vie de la personne atteinte. Classiquement, le SCI présente une douleur ou un inconfort abdominal qui est soulagé par la défécation. Il est associé à son début à un changement de la fréquence des selles (soit une augmentation ou une diminution) ou un changement de l'apparence des selles (soit lâches soit dures). L'absence de saignement gastro-intestinal, de perte de poids, de fièvre, d'anémie ou de masse abdominale soutient un complexe de symptômes tel que le SCI plutôt qu'une maladie structurelle. Un certain nombre d'autres affections peuvent survenir plus souvent que prévu chez les personnes atteintes du SCI, notamment le reflux gastro-œsophagien, les symptômes génito-

urinaires, la fibromyalgie, les maux de tête, les maux de dos et les symptômes psychologiques (Vahedi *et al.*, 2010 ; Lekha, 2014).

I.4.3.4 Miller Fisher

Le syndrome de Miller Fisher (SMF) a été reconnu pour la première fois par James Collier en 1932 comme une triade clinique distincte d'ophtalmoplégie, d'ataxie et d'aréflexie. Plus tard, le SMF a été nommé d'après Charles Miller Fisher qui l'a signalé en 1956 comme une variante limitée du syndrome de Guillain-Barré (SGB) (Bukhari, 2017).

Le SMF débute généralement sur plusieurs jours avec le développement rapide de trois problèmes constituant la triade clinique (Bukhari, 2017) :

- L'ophtalmoplégie : faiblesse des muscles à l'intérieur ou autour de l'œil ;
- L'ataxie : la présence de mouvements anormaux et non coordonnés et un mauvais équilibre avec une marche maladroite et ;
- Aréflexie : perte des réflexes tendineux profonds à l'examen physique.

Les patients reçoivent généralement des soins médicaux en raison d'une diminution rapide de la vision au fil des jours et de la difficulté à marcher (Bukhari, 2017).

I.5 Diagnostic

Un diagnostic correct de l'infection à *Campylobacter* est important pour éviter les antibiotiques dans la mesure du possible. L'isolement de *Campylobacter* implique un milieu qui utilise des antibiotiques comme agents sélectifs. Avant le développement de ces milieux de culture pour l'isolement et la détection de la bactérie, un milieu non sélectif était précédemment utilisé, mais le milieu était moins approprié pour l'isolement des campylobactéries à partir d'échantillons environnementaux et animaux. En raison de ce problème, Bolton et Robertson ont développé en 1977 un milieu Preston sélectif adapté à l'isolement de *Campylobacter* à partir d'échantillons environnementaux et alimentaires. Plusieurs autres bouillons et milieux sélectifs ont été développés pour l'isolement de *Campylobacter* comprennent le bouillon Bolton, le bouillon Preston ou le bouillon d'enrichissement *Campylobacter* (Igwaran et Okoh, 2019).

L'utilisation de tests de diagnostic indépendants de la culture, tels que les tests d'antigène des selles, en tant que tests autonomes pour la détection de *Campylobacter* dans les selles est en augmentation. Des tests d'amplification d'acide nucléique très sensibles et plus spécifiques ont été récemment approuvés par la FDA (Food and Drug Administration) et peuvent être préférables aux tests d'antigènes de selles comme alternatives à la culture pour détecter *Campylobacter* dans les selles (Fitzgerald, 2016).

I.6 Traitement

Le maintien de l'hydratation et de l'équilibre électrolytique, et non le traitement antibiotique, est la pierre angulaire (la clé) du traitement de l'entérite à *Campylobacter*. En effet, la plupart des patients infectés par *Campylobacter* ont une maladie autolimitée et ne nécessitent aucun antibiotique. Néanmoins, il existe des circonstances cliniques spécifiques dans lesquelles les antibiotiques doivent être utilisés. Ceux-ci incluent des fièvres élevées, des selles sanglantes, une maladie prolongée (symptômes qui durent plus d'une semaine), une grossesse, une infection par le VIH et d'autres états immunodéprimés (David et Ban, 2001).

I.7 Prévention

I.7.1 Prévention sanitaire

La prévention de la campylobactériose dépend des bonnes pratiques d'élevage et d'abattage et d'une bonne hygiène alimentaire dans les magasins lors de la conservation et à la maison lors de la cuisson des aliments (Gellepsie et Kathleen, 2012).

I.7.2 Prévention médicale

Aucun vaccin contre la campylobactériose n'est disponible, mais la vaccination semble être un bon moyen d'augmenter l'immunité basale dans la population. Plusieurs approches sont suivies : le développement de vaccins vivants atténués, de vaccins à base de bactéries tuées par la chaleur / tuées au formol avec ou sans adjuvants muqueux, des vaccins sous-unitaires livrés avec des adjuvants et des souches de *Salmonella* vivantes atténuées exprimant des protéines de *Campylobacter* (Riny *et al.*, 2008).

II. CAMPYLOBACTERIOSE ANIMALE

La campylobactériose due aux *Campylobacter* thermotolérants affecte la volaille, les oiseaux sauvages, les chiens, chats, les animaux de rente et les rongeurs. Cependant, ces derniers ne développent que rarement des signes cliniques (Spickler et Leedom Larson, 2013). Les espèces impliquées sont principalement *C. jejuni* et *C. coli* (NJDA, 2003).

II.1 Troubles intestinaux

Malgré le tropisme intestinal des *Campylobacter*, la majorité des animaux infectés sont asymptomatiques. Dans la majorité des cas, nous constatons une diarrhée plus au moins grave qui n'intéresse que les jeunes animaux (Gregory, 2018). *C. jejuni* et occasionnellement *C. coli* provoquent une entérite chez différentes espèces et les signes cliniques peuvent être plus sévères chez les jeunes animaux comme les chiots, les chatons ou les veaux (Spickler et Leedom Larson, 2013).

II.2 Troubles hépatiques

Bien que les *Campylobacter* aient un tropisme intestinal, on peut les retrouver au niveau du foie et de la bile. Les lésions hépatiques dépendent du statut immunitaire des individus (Gregory, 2018).

II.3 Troubles de la reproduction

Les affections décrites sont :

- Les avortements chez la brebis et la chèvre et la vache (Spickler et Leedom Larson, 2013) ;
- Les mammites chez les bovins (MAPAQ, 2018) ;
- La diminution marquée de ponte chez la volaille (MAPAQ, 2018).

PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE 01 :

Matériel et méthodes

I. OBJECTIFS

Notre travail expérimental a pour objectifs de déterminer la prévalence :

- Des *Campylobacter* spp. et thermotolérants des carcasses de poulets de chair prélevés après ressuage dans un abattoir avicole situé dans la wilaya d'Alger ;
- Des contaminants (bactéries n'appartenant pas au genre *Campylobacter*) chez ces mêmes carcasses ;
- Des espèces de *Campylobacter* spp. des isolats à l'aide de galeries classiques et de galeries API.

II. MATERIEL ET METHODES

II.1 Matériel

II.1.1 Présentation de l'abattoir

L'abattoir avicole dont sont issus nos prélèvements est un abattoir de poulets de chair qui est doté d'une capacité d'abattage de 900 sujets/heure. Cet abattoir nommé AKFA volaille, se situe à El HAMIZ, commune de Dar El Beïda, wilaya d'Alger.

Avant commercialisation du produit fini, les sujets passent par 6 salles :

- Une salle de réception, d'accrochage et de saignée ;
- Une salle d'échaudage et de plumaison ;
- Une salle d'éviscération et de finition ;
- Une chambre froide ;
- Une salle de stockage ;
- Une salle de pesée et d'emballage.

II.1.2 Echantillonnage

Un total de 45 prélèvements de peaux de cou issus de 3 lots de poulets de chair est récolté juste après ressuage durant le mois de novembre 2019. 5 échantillons de 3 peaux de cou chacun sont prélevés par lot, ce qui représente un total de 15 prélèvements. Il est à noter que les trois lots sont prélevés lors de deux visites (A et B). Lors de la visite A, 15 prélèvements sont récoltés à partir d'un seul effectif, ce qui représente le premier lot. Toutefois, au cours de la visite B, 15

prélèvements sont collectés lors du début de l'abattage (deuxième lot) et 15 autres sont prélevés lors de la fin de l'abattage de l'effectif en question (3^{ème} lot).

Le tableau 4 regroupe les informations relatives à l'échantillonnage.

Tableau 4. Caractéristiques des lots abattus

Visite	Origine des sujets	Nombre de sujets abattus	Age à l'abattage (Jour)	Nombre d'effectifs reçus / jour
01	Sétif	1100	50	2
02	Boumerdes	800	60	1

II.1.3 Matériel de laboratoire

Le matériel de laboratoire employé pour la réalisation cette étude est mentionnée dans le tableau 05.

Tableau 5. Matériel de laboratoire utilisé

Matériel de prélèvements	Matériel d'analyses
✓ Gants stériles ✓ Pinces ciseaux et bistouris stériles ✓ Sachets de prélèvement stériles ✓ Coton ✓ Alcool ✓ Marqueur ✓ Glacière	✓ Balance électronique de précision ✓ Vortex ✓ Deux étuves réglées à deux températures différentes : 37°C et 42°C ✓ Autoclave ✓ Plaque chauffante ✓ Homogénéisateur de type stomacher ✓ Bec bunsen ✓ Microscope optique ✓ Flacons et fioles ✓ Micropipette, poires et portoirs ✓ Ecouvillons stériles ✓ Boîtes de pétri stériles ✓ Sacs de types stomacher stériles ✓ Tubes à essai stériles ✓ Générateurs de microaérophilie

II.1.4 Milieux et réactifs

Les milieux et les réactifs employés sont répertoriés dans le tableau 06.

Tableau 6. Milieux et réactifs utilisés

Milieux de culture	Réactifs et solutions
✓ Gélose mCCDA	✓ Suppléments Bolton et mCCDA
✓ Gélose Columbia	✓ Sang frais
✓ Gélose Mueller Hinton	✓ Eau physiologique à 0,9 %, peroxyde d'hydrogène à 3% et eau distillée
✓ Gélose TSI	✓ Galerie API CAMPY
✓ Bouillon Bolton	✓ Réactif pour la recherche de l'oxydase
✓ Bouillon BHIB	✓ Solution de ninhydrine
	✓ Kit pour coloration de Gram
	✓ Réactif du nitrate réductase
	✓ Ethanol et alcool chirurgical
	✓ Huile à immersion et huile de vaseline

II.2 Méthodes

Les échantillons conservés dans une glacière sont acheminés vers le laboratoire d'hygiène alimentaire de l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger (ENSV) en vue de les analyser dans un délai n'excédant pas une heure. Toutes les analyses microbiologiques des échantillons se sont effectuées entre le mois de novembre et le mois de décembre 2019.

II.2.1 Méthodes d'analyses bactériologiques

Les normes appliquées sont la norme de l'OIE (OIE, 2005) et la norme ISO 10272-1 (2006) (ISO, 2006) relatives à la recherche et à l'identification des *Campylobacter* thermotolérants.

Après préparation de l'échantillon à tester, un enrichissement, un isolement et une identification biochimique sont effectués.

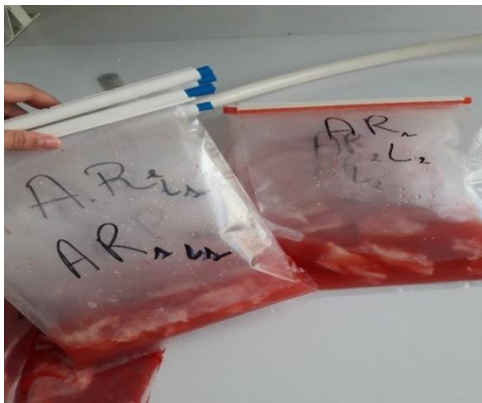
II.2.1.1 Préparation des échantillons à tester

II.2.1.1.1 Prise d'essai

Introduire aseptiquement 10g de chaque échantillon de peau de cou, préalablement pesé, à l'aide d'une balance de précision, dans des sachets stériles de type Stomacher.

II.2.1.1.2 Homogénéisation

Dans chaque sac Stomacher contenant l'échantillon de peau de cou, 90ml de bouillon Bolton sont rajoutés. Puis, le tout est homogénéisé dans un homogénéisateur de type Stomacher. Chaque contenu du sac Stomacher est déversé dans un pot de prélèvement stérile qui sera hermétiquement fermé par la suite (figure 3).



a. Ensemencement de la prise d'essai



b. Homogénéisateur de type Stomacher

Figure 3. Homogénéisation des échantillons (photos personnelles)

II.2.1.2 Enrichissement

Les pots stériles contenant les échantillons sont incubés à 42°C pendant 24 heures en aérobiose (figure 4).



Figure 4. Enrichissement (photo personnelle)

II.2.1.3 Isolement

A partir du bouillon Bolton enrichi, une suspension bactérienne est ensemencée sur la surface d'une gélose modifiée à la céfopérazone, au charbon et au désoxycholate mCCDA (Modified charcoal-cefoperazone-deoxycholate) en utilisant la méthode d'épuisement. Ensuite, les géloses sont incubées à 42°C pendant 48 heures en microaérophilie (figure 5).



a. Bouillon Bolton et Gélose mCCDA



b. Ensemencement sur gélose mCCDA



c. Incubation en microaérophilie

Figure 5. Isolement sur gélose mCCDA et incubation (photos personnelles)

Sur gélose mCCDA, les colonies de *Campylobacter* sont grisâtres, humides et plates ou légèrement bombées, quelques fois étalées. Elles peuvent, toutefois, avoir un reflet métallique (figure 6). Après isolement des bactéries, une colonie de *Campylobacter* par échantillon est prélevée puis repiquée sur gélose Columbia au sang. Les cultures préalablement repiquées sont incubées à 42°C pendant 24 heures en microaérophilie.



Figure 6. Aspect de *Campylobacter* sur gélose mCCDA (photos personnelles)

II.2.1.4 Identification biochimique

A. Identification des *Campylobacter* thermotolérants

Dans le but d'identifier les *Campylobacter* thermotolérants, il est indispensable de réaliser :

- Une identification microscopique ;
- Une recherche de l'oxydase ;
- Une recherche de la fermentation des sucres sur milieu TSI (Triple Sugar Iron) ;
- Une détection de la croissance à 25°C.

A.1 Identification microscopique

1. Principe

Mettre en évidence les caractéristiques morphologiques ainsi que la mobilité des *Campylobacter* sous microscope optique (OIE, 2017).

➤ Etat frais

2. Mode opératoire

- Déposer une gouttelette d'eau distillée stérile sur une lame propre. Puis, prélever une fraction de la colonie suspecte à l'aide d'une anse de platine et l'émulsionner dans le liquide ;

- Recouvrir d'une lamelle en évitant d'enfermer des bulles d'air ;
- Observer rapidement à l'objectif 100.

3. Lecture

Les *Campylobacter* apparaissent sous forme de petits bacilles minces, spiralés ou incurvés, avec une mobilité caractéristique en vrille. Par contre, les cultures plus âgées montrent des formes coccoïdes moins mobiles (OIE, 2008).

Après observation, les lames sont jetées dans un bac contenant un désinfectant.

➤ Coloration de gram

1. Mode opératoire

Réaliser un frottis et le fixer sur une lame porte-objet. Ensuite, effectuer une coloration de Gram conformément au mode opératoire du kit Gram-Nicolle dont les étapes sont les suivantes :

- Coloration au violet de gentiane phéniqué pendant 1 minute ;
- Rinçage à l'eau ;
- Rinçage avec un jet de liquide de lugol pendant 30 secondes à 1 minute ;
- Rinçage à l'eau ;
- Décoloration à l'alcool / acétone puis rinçage à l'eau ;
- Coloration avec la solution de fuchsine pendant 1 minute ;
- Rinçage final à l'eau, séchage puis observation au microscope, à l'objectif x 100 à immersion.

2. Lecture

La lecture est effectuée comme suit (figure 8) :

- Les *Campylobacter* spp. apparaissent sous forme de bacilles incurvés avec une paroi colorée en rose,
- Les bactéries autres que les *Campylobacter* spp. apparaissent sous d'autres formes.

A.2 Recherche de l'oxydase

1. Principe

Mettre en évidence la capacité de la bactérie à oxyder la forme réduite incolore de dérivés méthylés du paraphénylène diamine en leur forme oxydée semiquinonique rose violacée.

2. Mode opératoire

- Avec l'anse de platine, prélever une colonie isolée ayant bien poussé ;
- Placer la colonie sur la zone réactionnelle de la bandelette et frotter avec l'anse d'incubation ;
- Après environ 20 secondes comparer avec l'échelle colorée.

3. Lecture

L'apparition d'une couleur violette ou bleu intense indique une réaction positive (OIE, 2008) (figure 7).

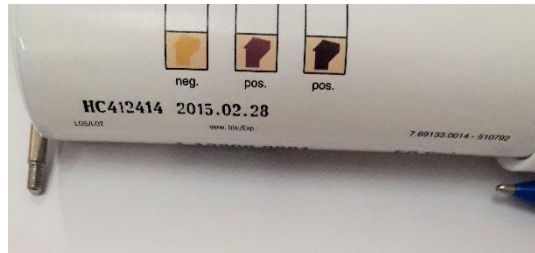


Figure 7. Lecture de la réaction de l'oxydase (photo personnelle)

A.3 Recherche de la fermentation des sucres

1. Principe

La gélose TSI est utilisée pour l'identification des entérobactéries basée sur la fermentation du glucose, du lactose, du saccharose et sur la production de gaz et d' H_2S . Son utilisation est recommandée pour la recherche de *Salmonella* dans les produits pharmaceutiques, et pour la recherche de *Salmonella* et *Campylobacter* dans les aliments (Delarras, 2014).

2. Mode opératoire

- Prélever une colonie isolée ;
- Ensemencer par stries la pente et par piqûre profonde le culot de la gélose TSI ;
- Incuber le tube ensemencé à 42°C en microaérophilie pendant 24 heures.

3. Lecture

Culot (Delarras, 2014) :

- Couleur jaune = Glucose +
- Couleur rouge ou inchangée = Glucose -
- Présence de bulles ou de fissures = Gaz +
- Absence de bulles ou de fissures = Gaz -

Pente (Delarras, 2014) :

- Couleur jaune = Lactose et / ou saccharose +
- Couleur rouge ou inchangée = Lactose et / ou saccharose -

A.4 Détection de la croissance à 25°C

1. Principe

Identification du caractère thermophile de *Campylobacter* par croissance à 25°C en microaérobie (Sails *et al.*, 2002).

2. Mode opératoire

Inoculer une culture pure suspecte sur une plaque de gélose au sang et incuber à 25°C en atmosphère micro-aérophile pendant 48 heures.

3. Lecture

Observer la présence ou bien l'absence de prolifération de l'isolat à tester (Sails *et al.*, 2002).

Les tests d'identification de *Campylobacter* thermotolérants ainsi que leur interprétation sont mentionnés dans le tableau 7 et la figure 8.

Tableau 7. Caractéristiques des *Campylobacter* thermotolérants (OIE, 2008)

Caractéristiques	<i>Campylobacter</i> thermotolérants
Morphologie	Petits bacilles incurvés
Mobilité	Caractéristique (forte mobilité en vrille)
Oxydase	+
Glucose	-
Lactose	-
Saccharose	-
Gaz	-
H2S	-
Culture à 25°C	-

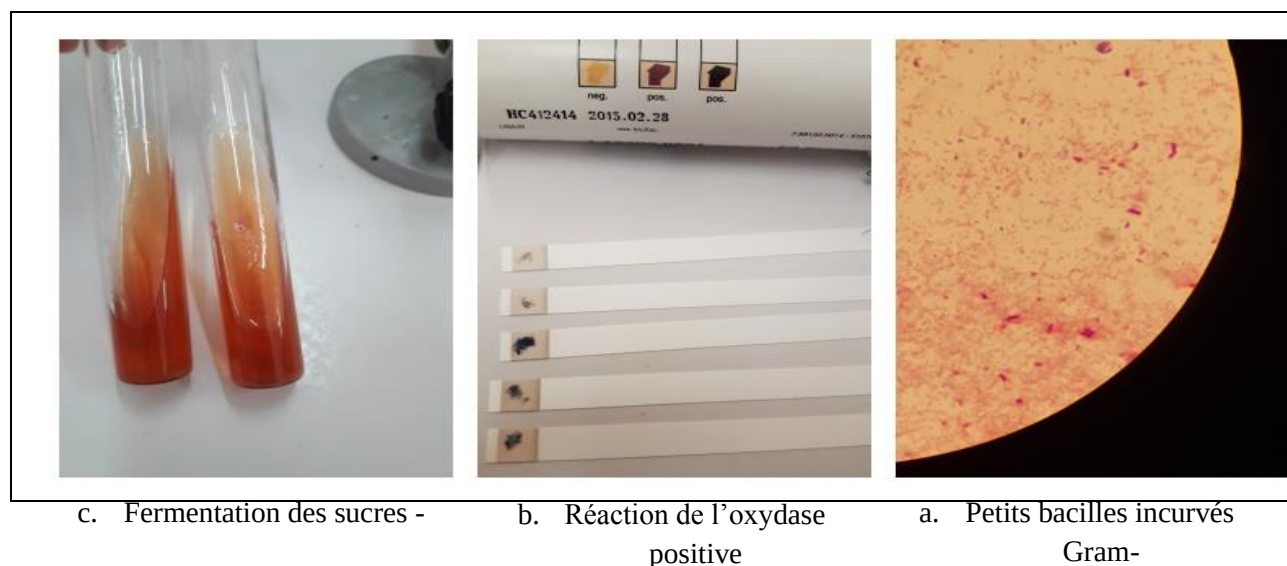


Figure 8. Principales caractéristiques de *Campylobacter* thermotolérants (Photos personnelles)

B. Identification de l'espèce

B.1 Galerie biochimique classique

Afin de réaliser une identification biochimique des espèces de *Campylobacter* à l'aide d'une galerie classique, il est nécessaire de rechercher :

- La production d' H_2S sur milieu TSI ;
- La catalase ;
- La sensibilité à l'acide nalidixique et à la céfalotine.

B.1.1 Recherche de la production d' H_2S

La recherche de la production d' H_2S s'effectue en même temps que la recherche de la fermentation des sucres qui est précédemment décrite.

1. Lecture

Pour *Campylobacter* spp., la lecture concerne uniquement le culot (Figure 9) (Delarras, 2014) :

- Couleur noire = H_2S +
- Couleur inchangée = H_2S –

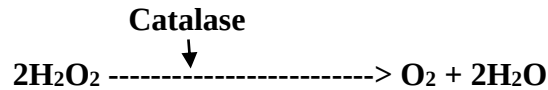


Figure 9. Production d' H_2S négative (photo personnelle)

B.1.2 Recherche de la catalase

1. Principe

La catalase est une enzyme présente chez la plupart des bactéries aérobies strictes et anaérobies facultatifs. Elle décompose l'eau oxygénée en eau et en oxygène (Thomas, 2009) :



2. Mode opératoire

- Déposer sur une lame une goutte d'eau oxygénée (peroxyde d'hydrogène) à l'aide d'une pipette Pasteur ;
- Prélever une colonie à partir d'une culture pure à l'aide de l'anse d'incubation et la déposer sur la goutte d' H_2O_2 ;
- Dissocier la colonie dans la goutte.

3. Lecture

Une effervescence due à un dégagement de dioxygène signe la présence d'une catalase (Figure 10) (Thomas, 2009).

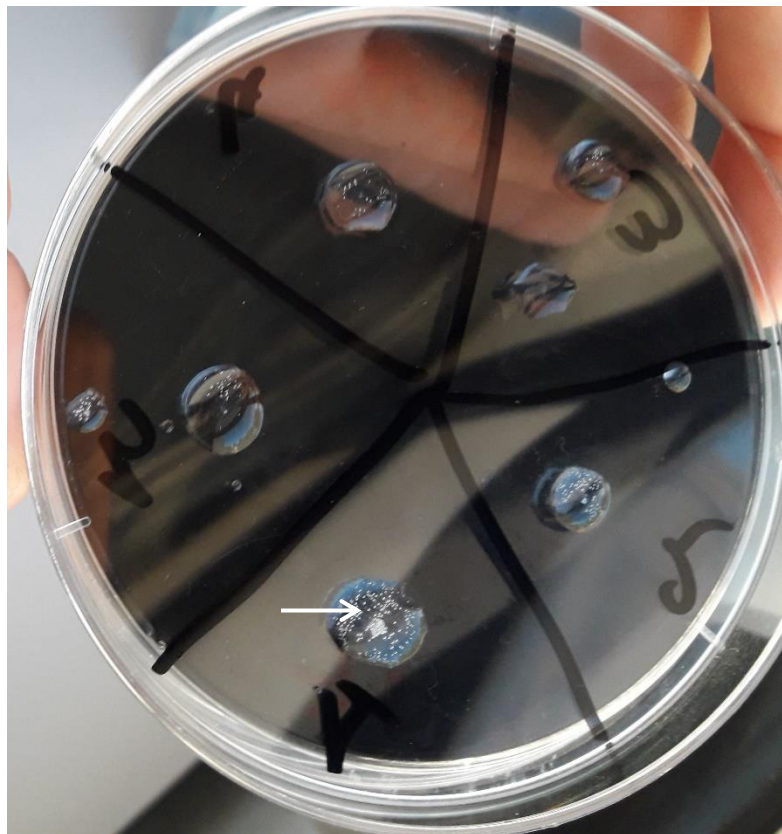


Figure 10. Réaction de la catalase positive (Photo personnelle)

B.1.3 Recherche de la sensibilité à l'acide nalidixique et à la céfalotine

1. Principe

La recherche de la sensibilité à l'acide nalidixique et à la céfalotine permet d'identifier les espèces de *Campylobacter*.

2. Mode opératoire

- A partir d'une culture pure de 18 à 24h d'incubation, préparer une suspension dans de l'eau physiologique stérile à 0,9% dont la turbidité est équivalente au standard Mc Farland 0,5 ;
- Après une dilution au 1/10ème, un ensemencement par écouvillonnage est réalisé sur la surface de la gélose Mueller Hinton additionnée de 5% de sang de cheval ;
- Appliquer les disques d'antibiotiques à tester sur la gélose en veillant à ce qu'ils soient espacés et bien en placés ;
- Incuber les boîtes par la suite à 37°C pendant 24 heures en microaérophilie.

3. Lecture

Les diamètres des zones d'inhibition sont mesurés au millimètre le plus proche avec une règle, un pied à coulisse ou un système de lecture automatisé.

La lecture s'effectue conformément aux directives de la norme ISO 10272 (1995) :

- Présence de croissance bactérienne = Bactérie résistante ;
- Absence de croissance bactérienne = Bactérie sensible

B.2 Identification des *Campylobacter* spp. à l'aide de la galerie API Campy

1. Principe

Chaque bande de galerie API Campy se compose de 20 microtubes contenant des substrats déshydratés. 10 sont des tests enzymatiques et conventionnels ensemencés avec une suspension dense qui réhydrate les substrats et incubés en aérobiose. Les 10 autres, quant à eux, sont des tests d'assimilation ou d'inhibition ensemencés avec un milieu minimal et incubés en microaérophilie. Les bactéries se développent uniquement lorsqu'elles sont capables d'utiliser le substrat correspondant ou bien si elles sont résistantes à l'antibiotique testé (figure 11).

2. Mode opératoire

➤ Préparation de la bande

- Retirez la bande de son emballage et séparez la bande en deux parties le long du pli central en évitant de toucher les cupules ;
- Préparez deux boîtes d'incubation (plateau et couvercle) et écrivez la référence sur les volets allongés du plateau ;

- Distribuer de l'eau distillée dans le puits alvéolés des plateaux et placer les bandelettes dans les boîtes d'incubation.

➤ Préparation de l'inoculum

- Ouvrir une ampoule d'API NaCl 0,85% Medium et à l'aide d'un écouvillon stérile, récoltez une colonie à partir d'une culture préalablement préparée et la transféré dans l'ampoule ;

- Préparer une suspension avec une turbidité équivalente à 6 McFarland qui est évaluée en comparant avec la turbidité commande incluse dans le kit. Cette suspension doit être utilisée immédiatement après préparation.

➤ Inoculation de la bandelette

- Pour les tests URE à PAL de la première partie de la bandelette et le test H₂S de la deuxième partie de la bande :

- Distribuer avec une pipette pasteur la suspension dans chaque tube en évitant la formation de bulles (inclinez légèrement la bande vers l'avant) ;

- Recouvrir la cupule du test URE avec de l'huile minérale en formant un ménisque légèrement convexe ;

- Fermer la boîte d'incubation de la première partie de la bandelette et l'incuber pendant 24 heures (± 2 heures) à $36^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ dans des conditions aérobies ;

- Pour les tests GLU à ERO de la deuxième partie de la bande :

- Transférer le reste de la suspension dans une ampoule API AUX Medium et bien homogénéiser ;

- Répartir cette nouvelle suspension dans les tubes et Cupules ;

- Fermer la boîte d'incubation de la deuxième partie de la bande et l'incuber pendant 24 heures (± 2 heures) à $36^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ dans des conditions microaérophiles.

3. Lecture

- Pour la première partie, ajouter les réactifs suivants :

- Test NIT : 1 goutte de NIT 1 et NIT 2 ;

- Test HIP : 3 gouttes de NIN ;

- Tests GGT, PyrA, ArgA, AspA, PAL : 1 goutte de FB ;

- Attendre 5 minutes, puis lire les réactions en se référant à la table de lecture (tableau 8).

- Pour la deuxième partie :

- Croissance (opaque) = résistance ;

- Pas de croissance (transparent) = sensibilité ;

- Cupules montrant une croissance bactérienne, même faible, doivent être considérées comme positives.

- Le résultat de la réaction de catalase doit également être enregistré sur la feuille de résultats (21^e test de la bandelette).

La lecture ainsi que l'interprétation des différents résultats sont rapportées dans le tableau 8.

Tableau 8. Extrait du tableau de lecture de la galerie API Campy.

TESTS	RÉACTIONS	RÉSULTATS	
		NÉGATIF	POSITIF
PREMIÈRE PARTIE DE LA GALERIE			
URE	Uréase	Jaune	Orange / rouge
NIT	Réduction des Nitrates	Incolore	Rose / rouge
EST	Estérase	Incolore Bleu-pâle	Turquoise
HIP	Hippurite	Incolore Gris-bleuté	Violet
GGT	Gamma Glutamyl Transférase	Incolore	Orange-intense
TTC	Réduction du chlorure de triphényltétrazolium (Triphényl Tétrazolium Chlorure)	Incolore Rose pâle	Rose / rouge ou dépôt au fond de la cupule
PyrA	Pyrrolidonyl Arylamidase	Incolore	Orange
ArgA	L-Arginine Arylamidase	Incolore	Orange
AspA	L-Aspartate Arylamidase	Incolore	Orange
PAL	Phosphatase Alcaline	Incolore	Pourpre
DEUXIÈME PARTIE DE LA GALERIE			
H ₂ S	Production d'H ₂ S	Incolore	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 ACEtate)		
PROP	Assimilation (PROPionate)		
MLT	Assimilation (MaLaTe)		
CIT	Assimilation (trisodium CITrate)		
ERO	Inhibition de croissance (ERythrOmycine)		



a. Galerie API Campy avant utilisation



b. Galerie API Campy après utilisation

Figure 11. Galerie API Campy (photos personnelles)

CHAPITRE 02 :

RESULTATS

I. DETECTION DES *CAMPYLOBACTER* THERMOTOLERANTS

I.1 Prévalence de *Campylobacter* spp.

I.1.1 Prévalence globale

Sur les 15 échantillons analysés, les *Campylobacter* spp. sont isolés dans 13 échantillons, soit une prévalence de 86,67%. De plus, des contaminants (bactéries autres que *C. spp.*) sont isolés à partir de la majorité (93,33% ; 14/15) des échantillons testés.

Les résultats obtenus sont notés dans le tableau 9 et présentés par la figure 12.

Tableau 9. Prévalence globale de *Campylobacter* spp.

Lot	<i>Campylobacter</i> spp.		Contaminants	
	N	%	N	%
1	5	100	4	80
2	5	100	5	100
3	3	60	5	100
Totale	13	86,67	14	93,33

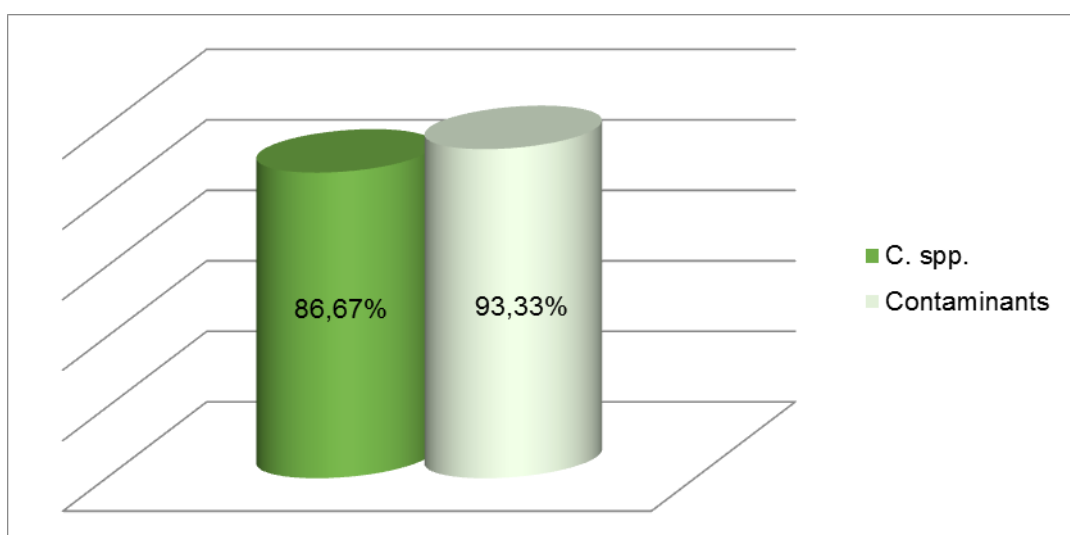


Figure 12. Prévalence globale de *Campylobacter* spp.

I.1.2 Prévalence par lot

Pour les différents lots analysés, les *Campylobacter* spp. sont identifiés avec des prévalences allant de 60% à 100% (figure 13) :

- Lot 1 : 100% (5/5) des échantillons analysés sont positifs pour *Campylobacter* spp. alors que 80% (4/5) présentent des contaminants ;
- Lot 2 : tous les échantillons analysés (5/5) sont à la fois positifs pour *Campylobacter* spp. et présentent des contaminants, ce qui correspond à un taux de contaminants de 100% ;
- Lot 3 : 60% (3/5) des échantillons sont positifs pour *Campylobacter* spp. mais tous présentent des contaminants (100%).

Nous remarquons que la prévalence de *Campylobacter* spp. est plus réduite dans le 3^{ème} lot par rapport au 1^{er} et au 2^{ème} lot.

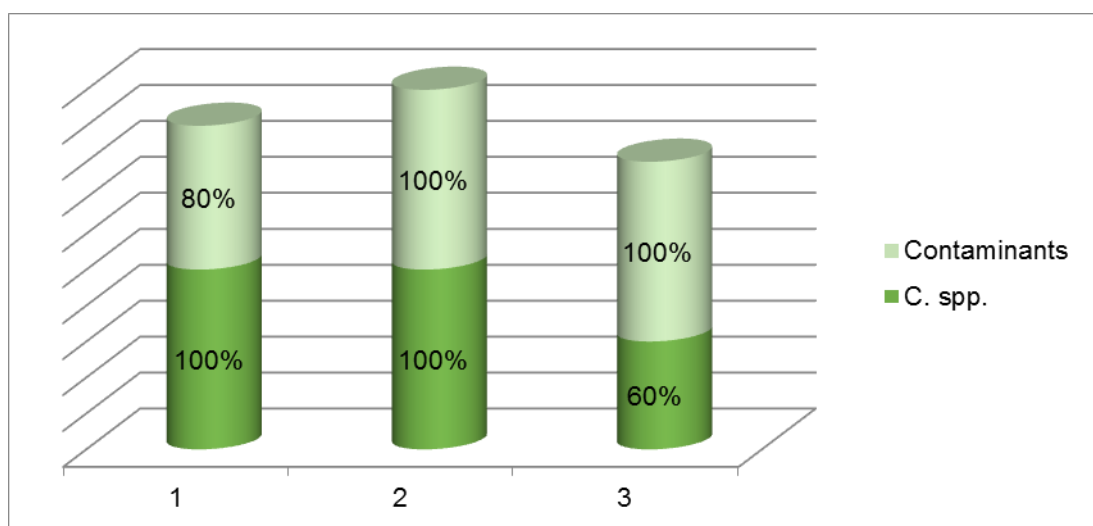


Figure 13. Prévalence de *Campylobacter* spp. par lot

I.2 Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants

Après identification des colonies présomptives de *Campylobacter* thermotolérants à l'aide de tests d'identification biochimiques, nous constatons que 76,92% (10/13) des isolats de *Campylobacter* spp. testés à partir des 3 lots analysés sont des *Campylobacter* thermotolérants.

Tous les isolats du premier lot sont positifs pour CTT (100% ; 5/5). Néanmoins, le taux de CTT pour le 2^{ème} et le 3^{ème} lot est de 60% (3/5) et 66,67% (2/3) respectivement.

Les résultats sont présentés dans le tableau 10 et les figures 14 et 15.

Tableau 10. Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants

Lot	<i>Campylobacter</i> spp.		<i>Campylobacter</i> thermotolérants	
	N	%	N	%
1	5	100	5	100
2	3	100	3	60
3	5	100	2	66,67
Totale	13	100	10	76,92

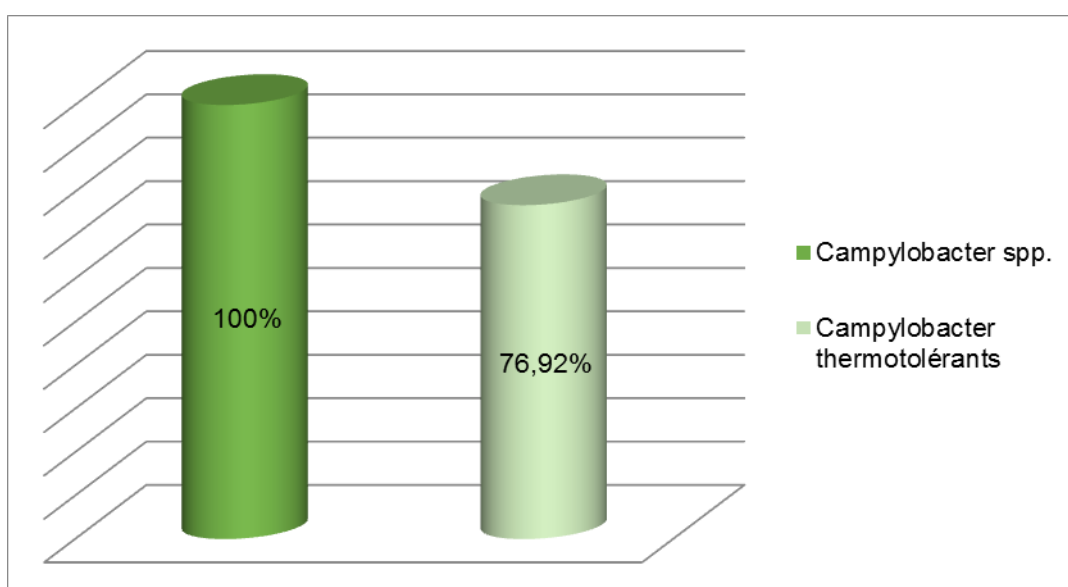


Figure 14. Prévalence globale des *Campylobacter* thermotolérants

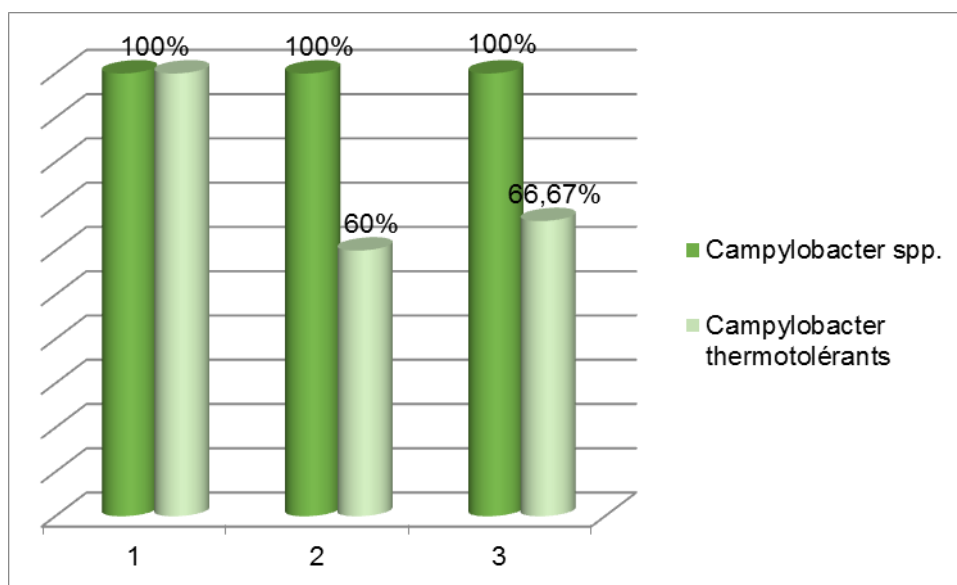


Figure 15. Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants par lot

II. ETUDE PHENOTYPIQUE DES ISOLATS DE *CAMPYLOBACTER* THERMOTOLERANTS

II.1 Identification des *Campylobacter* thermotolérants à l'aide de la galerie classique

L'emploi des tests biochimiques classiques révèle que 100% (10/10) des isolats de CTT appartiennent aux espèces *C. jejuni*, *C. coli* ou *C. lari*.

La répartition des espèces de *Campylobacter* thermotolérants par lot est mentionnée dans le tableau 11 et la figure 16.

Tableau 11. Prévalence des espèces de *Campylobacter* thermotolérants

Lots	Espèces (<i>C. j</i> / <i>C. c</i> / <i>C. l</i>)	
	N	%
1	5	100
2	3	100
3	2	100
Pourcentage global	10	100

C. j : *Campylobacter jejuni* ; *C. c* : *Campylobacter coli* ; *C. l* : *Campylobacter lari*.

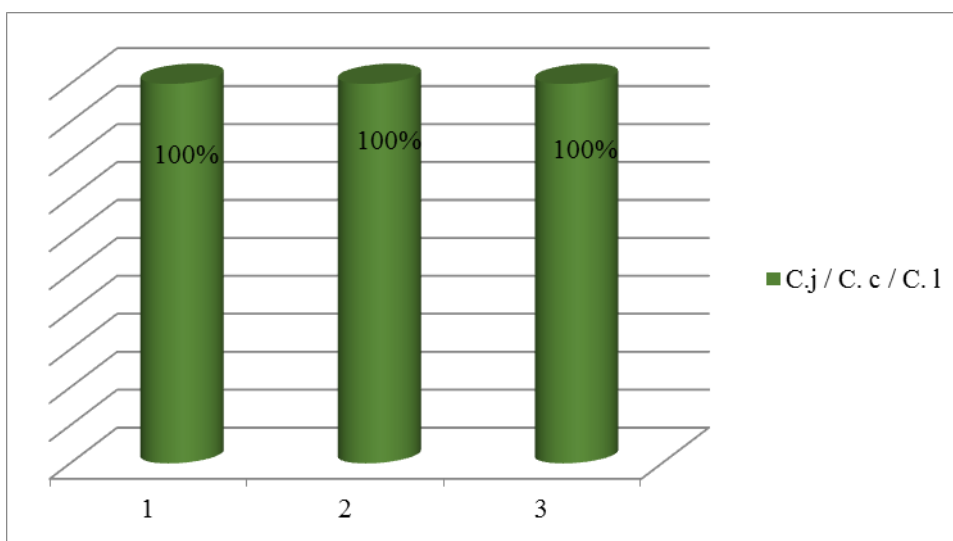


Figure 16. Prévalence des espèces de *Campylobacter* thermotolérants (*C. jejuni* / *C. coli* / *C. lari*) par lot

II.2 Identification des espèces de *Campylobacter* spp. à l'aide de la galerie API Campy

II.2.1 Prévalence globale

Avec un taux d'isolement de 70% (7/10), l'étude phénotypique indique que l'espèce *C. jejuni* est l'espèce dominante. L'espèce *C. coli*, quant à elle, ne représente que 30% (3/10) du taux global. Enfin, aucune espèce de *C. lari* n'est isolée.

La prévalence globale des espèces de *Campylobacter* thermotolérants est notée dans le tableau 12 et la figure 17.

Tableau 12. Prévalence globale des espèces de *Campylobacter* thermotolérants

Espèce	Pourcentage	
	N	%
<i>C. j</i>	7	70
<i>C. c</i>	3	30
<i>C. l</i>	0	0
Pourcentage global	10	100

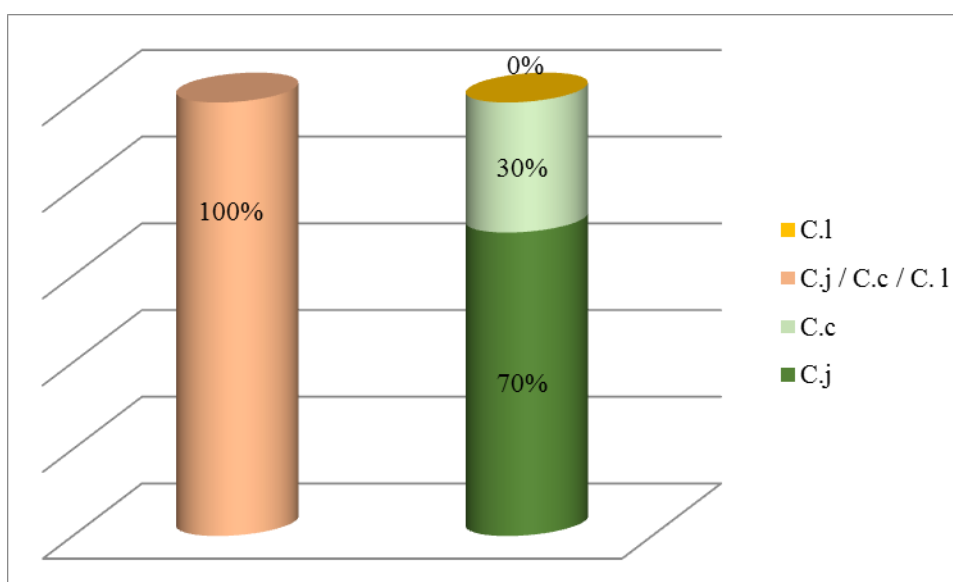


Figure 17. Prévalence globale des espèces de *Campylobacter* thermotolérants

II.2.2 Prévalence par lot

Par ordre de fréquence décroissante :

- *C. jejuni* est isolé du 1^{er}, du 2^{ème} et du 3^{ème} lot avec un taux de 80%, 66% et 50% respectivement.
- *C. coli* est isolé du 3^{ème}, du 2^{ème} et du 1^{er} lot avec une prévalence de 50%, 33% et 20% respectivement.

Les résultats obtenus sont résumés dans le tableau 13 est présentés par la figure 18.

Tableau 13. Prévalence des espèces de *Campylobacter* thermotolérants par lot

Lot	<i>C. j</i>		<i>C. c</i>		<i>C. l</i>	
	N	%	N	%	N	%
1	4	80	1	20	0	0
2	2	66,67	1	33,33	0	0
3	1	50	1	50	0	0
Totale	7	70	3	30	0	0

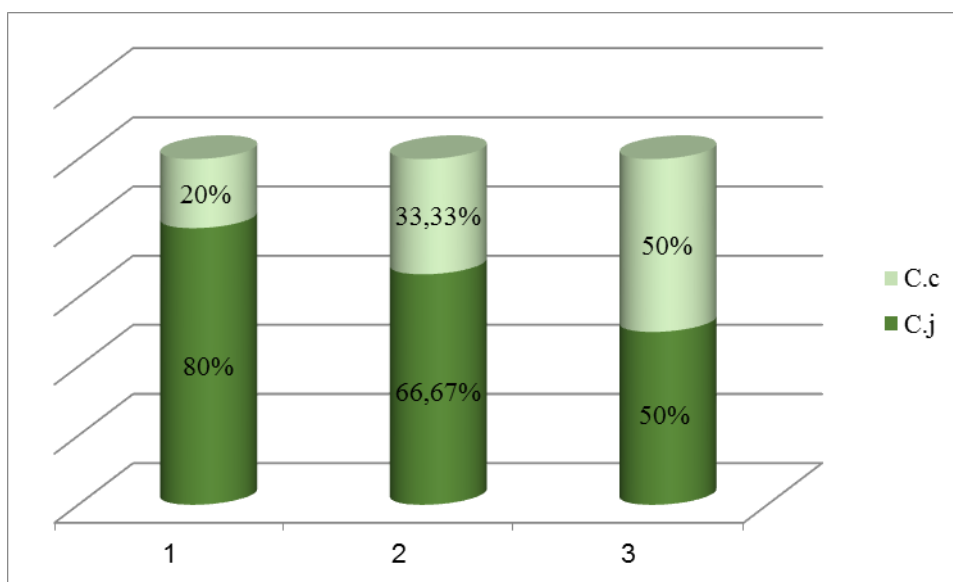


Figure 18. Prévalence des espèces de *Campylobacter* thermotolérants par lot

CHAPITRE 03 :

Discussion

I. CHOIX DES PRELEVEMENTS

I.1 Espèce animale

Le poulet de chair est prélevé car l'intestin de volaille représente le principal réservoir des *Campylobacter*. En outre, cette espèce animale est très impliquée dans les cas de toxi-infections alimentaires chez l'homme (Pacanowski *et al.*, 2010). Par ailleurs, en raison des études menées sur les *Campylobacter* dans le monde en général ou bien en Algérie en particulier, nous souhaitons, à travers ce modeste travail, contribuer à enrichir les données disponibles.

I.2 Partie prélevée

Il est admis que le nombre de bactéries (aérobies, *Salmonella* spp., *Escherichia coli* et *Campylobacter jejuni/Coli*) est plus élevé sur la poitrine des carcasses de poulets de chair que sur les cuisses. Ainsi, la poitrine constitue un site de prédilection pour les analyses microbiologiques. En revanche, économiquement parlant, si l'échantillonnage doit s'effectuer avec la peau, la partie du cou est plus avantageuse que la poitrine. En effet, lorsque l'échantillonnage est réalisé au niveau de la poitrine, il réduit la qualité du produit prélevé (Kotula et Davis, 1998).

II. DETECTION DES CAMPYLOBACTER THERMOTOLERANTS

II.1 Établissement et étape de contamination

Lors de notre étude, les CTT isolées (76,92%) à partir des carcasses prélevées peuvent avoir diverses origines.

Parmi les principales sources de ce fort taux de contamination, nous pouvons citer l'élevage, le transport et les opérations d'abattage (ANSES, 2003) :

- Lors de l'élevage, la voie principale de contamination par les *Campylobacter* présents dans l'environnement semble être la transmission horizontale. Effectivement, il existe plusieurs sources de transmission horizontale dans l'environnement telles que l'eau, l'aliment, la ventilation, les rongeurs, les insectes et les animaux de compagnie (Zanetti *et al.*, 1996 ; ANSES, 2003).

- Lors du transport, les carcasses de poulets peuvent être contaminées par des souches de *Campylobacter* présentes dans les caisses utilisées pour transporter les oiseaux vers les abattoirs (Peyrat *et al.*, 2008). En effet, le stress engendré par le transport provoque une augmentation de l'excrétion des campylobacters par les poulets. D'autre part, les méthodes de ramassage de volailles pour le transport en cage vers l'abattoir augmentent également la probabilité de contamination (ANSES, 2003).
- Lors du processus d'abattage, il semble que la contamination durant le processus d'abattage, notamment aux stades de plumaison, d'éviscération et de refroidissement se produit soit directement à travers le contenu intestinal, soit indirectement d'un sujet à un autre par l'eau et l'équipement utilisé. En effet, il est admis que le tractus intestinal aviaire dont la température est de 42°C constitue un environnement favorable à la prolifération de *Campylobacter*. Ainsi, le contenu intestinal peut entraîner la contamination des sujets pendant leur éviscération (Rahimi et Ameri, 2011 ; Zendehbad, 2013). D'autre part, les souches de *Campylobacter* présentes dans le tractus intestinal de la volaille peuvent contaminer l'environnement et d'autres carcasses (inter-contamination et contamination croisée) via l'équipement et l'eau, en particulier lors de l'étape d'éviscération (Peyrat *et al.*, 2008). Par ailleurs, la grande vitesse ainsi que la technique d'abattage et de transformation des volailles combinées à l'utilisation intensive d'eau pendant l'abattage rend la contamination croisée entre les oiseaux à l'abattoir pratiquement inévitable (Borck et Pedersen, 2005).

II.2 Laboratoire (Contaminants et CTT)

Pour la totalité des lots étudiés, 93,33% des peaux de cou analysées étaient contaminées par des bactéries autres que *Campylobacter* spp.. *Campylobacter* est un organisme difficile à cultiver et à conserver au laboratoire. Actuellement, *Campylobacter* est identifié à l'aide de milieux de culture sélectifs et d'une série de tests biochimiques de confirmation.

Les milieux de culture sont rendus sélectifs grâce à l'ajout d'antibiotiques et la principale différence entre les milieux se trouve dans le degré d'inhibition de la flore contaminante. Thibodeau (2013) réalise un ensemencement direct d'échantillons sur les géloses Karmali, CampyFood Id et mCCDA, et déduit que le milieu de culture le plus performant est la gélose mCCDA. Par ailleurs, les bouillons Bolton et Preston contiennent du sang, ce qui augmente la sensibilité du milieu de culture pour l'enrichissement de *C. jejuni* à partir d'échantillons de carcasses. Toutefois, tous les agents

sélectifs permettent la croissance de *C. jejuni* et *C. coli*. Il n'y a pas de milieux disponibles permettant la croissance de *C. jejuni* et inhibant celle de *C. coli* et *vice versa*. En outre, d'autres espèces de *Campylobacter* (*C. lari*, *C. upsaliensis*, *C. helveticus*, *C. fetus* et *C. hyointestinalis*) peuvent pousser sur la plupart des milieux de culture, surtout si l'incubation s'effectue à la température moins sélective de 37°C (OIE, 2017).

II.3 Prévalence globale des *Campylobacter* thermotolérants après l'étape de ressuage

Notre étude révèle une grande contamination des carcasses par les *Campylobacter* thermotolérants après l'étape de ressuage (72,92%). Ce taux se rapproche de celui rapporté en Algérie par Bournane et Bouta (2017) qui enregistrent une prévalence de 86,67% suite à l'analyse d'échantillons de peaux de cou prélevés après l'étape de ressuage dans le même abattoir visité. Néanmoins, certains auteurs ayant également isolés des CTT à partir des carcasses de poulets de chair prélevées après l'étape de ressuage ont noté des prévalences inférieures aux nôtres. Ces auteurs ne sont autres que Son *et al.* (USA) (2007) et Bouhamed *et al.* (Algérie) (2019) qui rapportent des prévalences de 52% et 21,05% respectivement.

D'après la littérature, le ressuage des carcasses de la volaille dans une chambre froide ventilée à 4°C jouerait un rôle conséquent dans la diminution du taux des *Campylobacter* thermotolérants. L'inactivation par le froid peut être renforcée par la ventilation utilisée lors de la congélation ou de la réfrigération et du stockage des produits bruts non conditionnés. Celle-ci entraîne une dessiccation en surface des produits à laquelle *Campylobacter* est très sensible. Cependant, il faut tenir compte de la nature du milieu (solide ou liquide) étant donné que ces micro-organismes survivent mieux dans les milieux solides à de basses températures (Federighi, 2005), ce qui expliquerait les fortes prévalences enregistrées lors de notre étude.

II.4 Prévalence des *Campylobacter* thermotolérants après l'étape de ressuage par lot

La prévalence des *Campylobacter* thermotolérants dans le premier lot est de 100%. Cette forte prévalence serait liée au fait que l'effectif échantillonné est prélevé après l'abattage d'un précédent

effectif. De ce fait, une contamination croisée des volailles avec augmentation des sources de contamination des sujets serait inévitable.

En revanche, les lots 2 et 3 présentent des taux de contamination similaires de l'ordre de 60% et 66,67% respectivement. Ces taux sont inférieurs à celui du premier lot car ces 2 lots font partie du même effectif qui est prélevé juste après le nettoyage et la désinfection des locaux. De ce fait, nous pouvons supposer que toutes les souches de CTT de ces 2 lots feraient partie du même effectif en raison de l'absence de source de contamination (équipement, personnel, etc.) croisée qui aurait contribué à la diminution des prévalences enregistrées.

III. Caractérisation phénotypique des isolats de *Campylobacter* thermotolérants

Au cours de notre étude, *C. jejuni* est l'espèce prédominante avec un taux de 70%, vient après l'espèce *C. coli* avec un taux de 30%.

Ces taux sont identiques à ceux enregistrés par Bournane et Bouta (2017) qui rapportent que la plupart des isolats analysés lors de leur étude sont des *C. jejuni* (69,23%) et que 30,77% des souches sont des *C. coli*. Par ailleurs, nos résultats sont également similaires à ceux observés par l'Union européenne qui révèle lors d'une étude que 60,8% des échantillons de poulets de chair sont testés positifs pour *C. jejuni* et 41,5% sont testés positifs pour *C. coli*. (EFSA, 2010). De même, dans le sud du Brésil, un travail indique que 72% et 28% des isolats de CTT sont positifs pour *C. jejuni* et *C. coli* respectivement suite à l'analyse d'échantillons de poulets de chair prélevés à l'abattoir (Gonsalves et al., 2016). De plus, une autre étude effectuée en Iran dévoile que la majorité des souches de *Campylobacter* isolées sont des *C. jejuni* (80,8%) et que les isolats de *C. coli* ne représentent que 19,3% du taux global (Zendehbad, 2013).

Tel que décrit précédemment, la réfrigération est utilisée pour contrôler la croissance bactérienne dans les aliments. Toutefois, l'effet de ce paramètre sur la survie de *C. jejuni* et de *C. coli* n'est pas entièrement clair même si plusieurs auteurs révèlent que le nombre de *Campylobacter* spp. chez les carcasses de volaille diminue pendant la réfrigération ou la congélation (Maziero et Oliveira, 2010). Enfin, certains travaux de recherche indiquent que la survie de *C. jejuni* à la plage de température de réfrigération (4 à 7°C) est meilleure que la plage (20 à 30°C). De ce fait, *C. jejuni* présente une plus grande capacité de survie à des températures réfrigérées malgré l'absence de prolifération de cette espèce (Hany et Mosffer, 2014), ce qui expliquerait le taux élevé de détection de *C. jejuni* comparé à *C. coli* lors de notre étude.

CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS

I. CONCLUSION

Notre étude nous a permis non seulement de déterminer la prévalence de *Campylobacter* spp. et thermotolérants chez des carcasses de poulets de chair prélevés après l'étape de ressuage dans un abattoir avicole situé dans la wilaya d'Alger, mais aussi d'identifier les espèces de *Campylobacter* les plus présentes au sein de ces mêmes carcasses.

Avec un taux atteignant 72,92%, les résultats obtenus montrent que la plupart des lots prélevés sont hautement contaminés par les CTT. En effet, une fois les carcasses contaminées, les CTT peuvent survivre même si un ressuage s'opère. Ces taux élevés de contamination peuvent avoir plusieurs origines telles que l'auto-contamination lors d'un portage intestinal important suivi d'un transport pouvant fortement perturber le rythme biologique de ces bactéries. Ainsi, le transport peut engendrer une augmentation de l'excrétion des matières fécales, d'où la contamination des poulets de chair qui sont présents dans les mêmes caisses et/ou dans les caisses avoisinantes. Par ailleurs, une inter-contamination des carcasses tout au long de la chaîne d'abattage peut également être la cause d'une forte prévalence à CTT, et ce, suite à une mauvaise manipulation au cours de l'éviscération qui conduit à la rupture ou à la perforation de l'intestin.

En outre, l'identification biochimique nous permet de constater qu'avec un taux de 70%, *C. jejuni* est de loin, l'espèce la plus isolée par rapport à *C. coli* dont la prévalence s'élève à 30%. Ainsi, parmi les espèces de CTT, seules les espèces *C. jejuni* et *C. coli* sont identifiées. Ces résultats concordent avec ceux de la littérature où plusieurs travaux confirment que le poulet de chair est le principal réservoir de *Campylobacter jejuni* et dans une moindre mesure de *Campylobacter coli* ; principales espèces responsables de graves cas de gastro-entérites dans le monde.

Au vu de ces résultats, le risque d'infection à *Campylobacter* est toujours présent chez le consommateur de volaille en Algérie. Par conséquent, la prévention contre les CTT ainsi que la recherche de ces micro-organismes lors du contrôle de la chaîne alimentaire dans la filière avicole doit devenir la cible majeure des autorités responsables de la sécurité sanitaire alimentaire.

II. RECOMMANDATIONS

La mise en place de moyens de protection et de prévention contre *Campylobacter* tout au long de la chaîne alimentaire, notamment dans la filière avicole est indispensable afin d'assurer la protection de la santé publique. En plus de recommander aux autorités sanitaires d'instaurer une réglementation rigoureuse concernant les CTT, des mesures doivent être appliquées à plusieurs niveaux, à savoir les établissements d'élevage et d'abattage ainsi que les locaux de conservation et de vente du poulet de chair.

II.1 Bâtiments d'élevage

Une gamme de sources potentielles de *Campylobacter* peut exister au niveau de la ferme. Par conséquent, l'adoption de mesures de biosécurité rigoureuses pourrait minimiser l'introduction de ce pathogène dans les troupeaux d'élevage :

- Installer des barrières physiques qui restreignent l'accès aux poulaillers et à l'environnement extérieur autour des élevages de poulets réduirait l'introduction de *Campylobacter* via les animaux, les éleveurs et les visiteurs.
- Veiller à ce que des vêtements et des bottes de protection soient utilisés de manière cohérente suivant les normes de biosécurité dans les fermes.
- Appliquer des mesures d'hygiène spécifiques telles que le lavage des mains, le changement de bottes et la désinfection du bain des pieds avant d'entrer dans le poulailler.
- Instaurer des contrôles d'hygiène relatifs à l'eau potable et l'assurance de la restriction d'autres animaux d'élevage et sauvages à cette eau.
- Améliorer les mesures de bien-être, ce qui peut réduire le stress chez les oiseaux.
- Rajouter de la litière, aussi souvent que nécessaire, et établir un vide sanitaire d'une durée adéquate.
- Effectuer des inspections par les agences de santé qui aideraient les agriculteurs à mettre en œuvre des pratiques de biosécurité et d'hygiène au niveau des exploitations.
- Suggérer une éducation et une formation continues des agriculteurs dans les domaines de l'hygiène et de la biosécurité pourraient-être nécessaires.

II.2 Transport

Lors du transport, les cages et les modules utilisés pour transporter les volailles vivantes doivent être lavés, désinfectés et séchés avec soin avant leur réutilisation.

II.3 Abattoirs

II.3.1. Avant l'abattage

Avant l'abattage des sujets veiller à :

- Abattre les troupeaux après un retrait des aliments de huit à 12 heures afin de réduire la probabilité de contamination des carcasses par les matières fécales ou le bol digestif.
- Eliminer les carcasses présentant une forte contamination fécale.
- Eviter de stresser les volailles en appliquant un éclairage tamisé, des manipulations minimales, une absence de retard avant la transformation, *etc.*

II.3.2. Durant l'abattage

Durant l'abattage des sujets veiller à :

- Faciliter l'élaboration des plans HACCP au niveau des abattoirs publics et privés ainsi éradiquer les tueries.
- Accorder une attention particulière à l'hygiène des travailleurs qui attrapent les volailles et aux outils qu'ils utilisent.
- Utiliser des lumières bleues, des supports de poitrine, ralentir la cadence de la chaîne pour minimiser le stress au moment de l'accrochage.
- Utiliser des systèmes de lavage avant l'échaudage.
- Éviter l'accumulation de plumes sur l'équipement et rincer en continu l'équipement et les carcasses.
- Inspecter et remplacer régulièrement les doigts des plumeuses.
- Réaliser un lavage avec une grande quantité d'eau courante potable.

II.3.3. Après l'abattage

Après l'abattage, la chair de volaille doit être refroidie aussi rapidement que possible à l'air ou par immersion, afin de limiter la prolifération des micro-organismes sur la carcasse. Par ailleurs, le système de refroidissement appliqué doit être conçu de manière à ce que les carcasses refroidies aient atteint leur température cible à la sortie de la chambre de refroidissement.

II.4. Dans les locaux de conservation et de vente

Dans les locaux de conservation et de vente, il faut veiller à :

- Mettre en place des mesures d'hygiène pour prévenir la contamination croisée entre la chair de poulet crue et les autres aliments. Les aliments crus doivent être séparés des aliments cuits.
- Inciter les travailleurs à se laver et se désinfecter les mains avant et après avoir manipulé du poulet cru. Les détaillants peuvent également offrir aux consommateurs les mêmes moyens de se désinfecter les mains avant et après avoir touché des emballages contenant de la chair de volaille crue.
- Utiliser un emballage aussi étanche que possible.
- Sensibiliser les consommateurs en ciblant la manipulation de l'aliment, le lavage des mains, la cuisson, l'entreposage, la décongélation, la prévention de la contamination croisée et des abus de température.
- Recommander aux consommateurs de laver et désinfecter les surfaces qui se trouvent en contact avec les aliments après la préparation de poulets crus afin de réduire considérablement le risque de contamination croisée dans la cuisine.
- Accorder une attention particulière à la sensibilisation de toutes les personnes qui préparent des aliments, tout particulièrement celles qui préparent des aliments pour les enfants, les personnes âgées, les femmes enceintes et les personnes immunodéprimées.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

1. **AFSCA, 2016.** Agence fédérale pour la sécurité de la chaîne alimentaire. Bovins : Types d'abattages possibles : commercial, particulier dans un abattoir et particulier à domicile. Page 1.
2. **AFSSA, 2003.** Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments. Appréciation des risques alimentaires liés aux *Campylobacters* : Application au couple poulet / *Campylobacter jejuni*. Page 15-82.
3. **AFSSA, 2009.** Agence française de sécurité sanitaire des aliments. AVIS sur la mise en place d'un plan de surveillance sur les carcasses de volailles portant sur les critères indicateurs d'hygiène du procédé d'abattage. Maisons-Alfort. Saisie n° 2009-SA-0046. Page 1-13
4. **Allos B.N., Lastovica A.J., 2011.** *Campylobacter* Infections in Tropical Infectious Diseases (Third Edition), SECTION II: Pathogenes, PART A: Bacterial and Mycobacterial Infections, CHAPTER 19: *Campylobacter* Infections. Page 145-149.
5. **Altekruse S.F., Stem N.J., Fields P.I., Swerdlow D. L., 1999.** *Campylobacter jejuni*—an emerging foodborne pathogen. **In:** Emerging Infection Disease. Vol. 5, No. 1. Page 28-35.
6. **Amour C., Gratz J., Mduma E., Svensen E., Rogawski E.T., McGrath M., Seidman J.C., McCormick B.JJ., Shrestha S., Samie A., Mahfuz M., Qureshi S., Hotwani A., Babji S., Trigos D.R., Lima A.A.M., Bodhidatta L., Bessong P., Ahmed T., Shakoor S., Kang G., Kosek M., Guerrant R.L., Lang D., Gottlieb M., Houbt E.R., Platts-Mills J.A., 2016.** Epidemiology and Impact of *Campylobacter* Infection in Children in 8 Low-Resource Settings: Results from the MAL-ED Study. **In :** Clinical Infections Diseases. Page 1171-1179. Disponible sur : <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5064165/>. Consulté en 03-2020.
7. **ANSES, 2011.** Agence Nationale de la Sécurité Sanitaire de l'Alimentation, de l'Environnement et du Travail. Fiche de description de danger biologique transmissible par les aliments. Page 1-3
8. **Apoorva C., Rebanta K.C., Kamleshun R., 2019.** Reactive Arthritis (Reiter Syndrome) dans NCBI (National Center for Biotechnology Information). Disponible sur: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK499831/>. Consulté en 03-2020.

9. **Asmai R., Triqui R., Karib H., Bouchrif B., Es-soucratti K., En-nassiri H., 2019.** *Campylobacter* spp. dans les produits alimentaires d'origine animale. In : Rev. Mar. Sci. Agron. Vét. (2019) 7(3): 463-471
10. **Barbut S., 2015.** The Science of Poultry and Meat Processing. Pages: 121-159; 329-388.
11. **Borck B., Pedersen K., 2005.** Pulsed-field gel electrophoresis types of *Campylobacter* spp. in Danish turkeys before and after slaughter. International journal of food microbiology. 101(1): 63-72.
12. **Bouhamed R., 2019 :** Caractérisation phénotypique et génotypique des souches de *Campylobacter* spp. isolées chez la volaille dans la wilaya d'Alger. Thèse de Doctorat. Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire. P 190.
13. **Bournane S., Bouta I., 2017 :** Contribution à l'étude de la contamination superficielle des carcasses de poulets de chair durant le ressuage par les *Campylobacter* thermotolérants dans un abattoir de la région d'Alger. Mémoire de fin d'études. Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire. Alger. P 68.
14. **Bronowski C., James C.E., Winstanley C., 2014.** Role of environmental survival in transmission of *Campylobacter jejuni* in FEMS (Federation of European Microbiological Societies). In : Fems Microbiology Letters, Vol. 356, Issue 1, Page 8–19. Disponible sur : <https://academic.oup.com/femsle/article/356/1/8/638326>. Consulté le 26-03-2020.
15. **Buhr R.J., 2012.** Stunning systems for poultry. In: XXIV World's Poultry Congress. 5-9aout 2012, Salvador, Bahia, Brazil.
16. **Bukhari S., Taboada J., 2017.** A Case of Miller Fisher Syndrome and Literature Review. Cureus 9(2) : e1048. DOI 10.7759/cureus.1048. Disponible sur : <https://www.cureus.com/articles/6150-a-case-of-miller-fisher-syndrome-and-literature-review>. Consulté le 28-03-2020.
17. **Coker A.O., Isokpehi R.D., Thomas B.N., Amisu K.O., Obi C.L., 2002.** Human *Campylobacteriosis* in Developing Countries. Emerging Infectious Diseases, Vol. 8, No. 3. Page 237-243. Disponible sur: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC2732465/>. Consulté le 26-03-2020.

18. **Costa D., Iraola G., 2019.** Pathogenomics of emerging *Campylobacter* species. October 2019 Vol. 32 Issue 4 et 24 pages. Disponible sur: <https://cmr.asm.org/content/32/4/e00072-18.long> consulté le 06-09-2020
19. **David A., Ban M. A., 2001.** *Campylobacter jejuni* Infections: Update on Emerging Issues and Trends. **In:** Clinical Infectious Diseases. Volume 32, Issue 8, Pages 1201–1206. Disponible sur: <https://academic.oup.com/cid/article/32/8/1201/479374>. Consulté en 03-2020.
20. **Delarras C., 2014.** Pratique en microbiologie de laboratoire. Recherche de bactéries et de levures-moisissures. Tec & Doc. Lavoisier. Pages 155-195. Disponible sur : <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC123752/> Consulté le 02/07/2020.
21. **Djennad A., Iacono G.L., Sarran C., Lane c., Elson R., Hoser c., Lake I.R., Colon-Gonzalez F.J., Kovats S., Samenza J.C., Bailey T.C., Kessel A., Fleming I.F., Nichols G.L., 2019.** Seasonality and the effects of weather on *Campylobacter* infections dans BMC (BioMed Central) Infectious diseases, Vol. 19, No. 255 page: 1-10. Disponible sur: <https://bmcinfectdis.biomedcentral.com/articles/10.1186/s12879-019-3840-7>. Consulté en 03-2020.
22. **Dromigny E., 2007.** Monographie de microbiologie : *Campylobacter*. Tec & Doc. Lavoisier. Paris. Page 145-172.
23. **EFSA, 2010.** European Food Safety Authority. Analysis of the baseline survey on the prevalence of *Campylobacter* in broiler batches and of *Campylobacter* and *Salmonella* on broiler carcasses in the EU 2008. EFSA Journal 2010 ; 8(8): 1503–1602. Disponible sur <https://efsa.onlinelibrary.wiley.com/doi/epdf/10.2903/j.efsa.2010.1522> consulté le 12-08-2020 consulté le 23-09-2020 .
24. **EFSA, 2016.** European Food Safety Authority, European Centre for Disease Prevention and Control, 2016. The European Union summary report on trends and sources of zoonoses, zoonotic agents and food-borne outbreaks in 2015. EFSA Journal. Page 14-231.
25. **Ellis-Iversen J., Ridley A., Morris V., Sowa A., Harris J., Atterbury R., Sparks N., Allen V., 2012.** Persistent environmental reservoirs on farms as risk factors for *Campylobacter* in commercial poultry. In; Epidemiology & Infection. Page 916–924

26. **ESR, 2017.** Institute of Environmental Science and Research limited. Notifiable diseases in New Zealand: Annual Report 2016. Prepared by Health Intelligence Team, Health Group Institute of Environmental Science and Research Limited. PREPARED FOR: Ministry of Health, Porirua, New Zealand. Page 1-63
27. **Facciola A., Riso R., Avventuroso E., Visalli G., Delia S.A., Laganà P., 2017.** *Campylobacter*: from microbiology to prevention. **In:** Journal of preventive medicine and hygiene. Vol. 58 No. 2. Page 79–92.
28. **Fang L., Rena M., Yiming W. et Li Z., 2018.** The Clinical Importance of *Campylobacter concisus* and Other Human Hosted *Campylobacter* Species. July 2018, Vol.8, article 243 Disponible sur: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6066527/> consulté le 06-09-2020
29. **FAO, 1979.** Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture. Abattoirs et postes d'abattoirs : dessin et construction, Rome 1979. Editeur : Fao C/O Lavoisier. Page 1-10.
30. **FAO, 1992.** Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture. By D. Silverside and M. Jones in Small-scale poultry processing. Rome. Page 1-157.
31. **FAO, 2006.** Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture. Bonnes pratiques pour l'industrie de la viande. Rome. Page 326.
32. **FAO, 2014.** Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture. Processus d'abattage. Page 1.
33. **Federighi M., Magras C., Pilet MF., 2005.** *Campylobacter*. **In :** Federighi M. 'Bactériologie Alimentaire : Compendium d'hygiène des aliments'. Economica. 2ème édition. Page 292.
34. **Ferrero R.L., Lee A., 1988.** Motility of *Campylobacter jejuni* in a viscous environment comparison with conventional rod-shaped bacteria. **In:** Journal of General Microbiology. Page 53–59.
35. **Fischer G. H. et Paterek E., 2020.** *Campylobacter*. StatPearls Publishing LLC. June 2020. Disponible sur: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK537033/> consulté le 06-09-2020

36. Fitzgerald C., Mary P., Anthony G., Joshua A., Christopher R. P., Kate W., Laura G., Karen X., Jennifer S., Jan M., Sharon H., Suzanne D., Robert J., Renee W., Monica S., David M., Cassandra H., Melissa T., Mary D., Michael P., Jafar R., Celere L., Carrienne J., Ria A., Yaaqobah E., Damini J., Billie J., Fe L., Trisha R., Kirk S. Rachel M. G., Charles G., Irving N., 2016. Multicenter Evaluation of Clinical Diagnostic Methods for Detection and Isolation of *Campylobacter* spp. from Stool. **In** : Journal of Clinical Microbiology. Volume 54, Number 5, pages : 1209-1215. Disponible sur : <https://jcm.asm.org/content/54/5/1209.full>. Consulté en 03-2020.
37. GBPH, 2010. Guide de bonnes pratiques d'hygiène et d'application des principes HACCP pour les petites structures d'abattage de volailles (maigres), de lagomorphes et de rongeurs, version de juin 2010. N° 5947. Les éditions des Journaux officiels. Page 3-70.
38. GBPH, 2010. Guide des bonnes pratiques d'hygiène et d'application des principes HACCP relatif à l'abattage et à la découpe des volailles maigres (toutes espèces). N° 5945. Les éditions des Journaux officiels. Page 3-71.
39. Gellepsie S.H., Kathleen B.B., 2012. Medical Microbiology and Infection at a Glance, chapter 25: vibrio, *Campylobacter* and *Helicobacter*. John Wiley & Sons. 4ème édition. Page 56-57.
40. Gonsalves C.C., Borsoi A., Perdoncini G., Rodrigues L.B. Nascimento V.P., 2016. *Campylobacter* in broiler slaughter samples assessed by direct count on mCCDA and Campy-Cefex agar. Braz J Microbiol. 47(3) : 764-9.
41. Gregory T., 2018. Les infections à *Campylobacters* : s'agit-il d'une nouvelle zoonose ? Sciences pharmaceutiques. Ffhal-01734067f.
42. Hamer R., Chen P.Y., Armitage J.P., Reinert G., Deane C.M. 2010. Deciphering chemotaxis pathways using cross species comparisons. BMC Systems Biology. Page 1–19. Disponible sur : <https://bmcsystbiol.biomedcentral.com/articles/10.1186/1752-0509-4-3?optIn=false>. Consulté en 03-2020.
43. Hansson I., Sandberg M., Habib I., Lowman R., Olsson E.E., 2018. Knowledge gaps in control of *Campylobacter* for prevention of campylobacteriosis. **In**: Transboundary Emergence Disease. Persistent environmental reservoirs on farm as risk factors for *Campylobacter* in commercial poultry. Epidémiologie and Infection. Page 30-48.

44. **Hany M.Y., Mosffer M.A. 2014.** Prevalence of *Campylobacter jejuni* in chicken produced by major poultry companies in Saudi Arabia. International Journal of Food Contamination.1(2). Disponible sur : https://www.researchgate.net/publication/266944173_Prevalence_of_Campylobacter_jejuni_in_chicken_produced_by_major_poultry_companies_in_Saudi_Arabia consulté le 06-09-2020
45. **Hu L., Kopecko D.J., 2003.** *Campylobacter* species. U.S. Food and Drug Administration, Bethesda, Maryland, U.S.A. Chapter 12. **In:** International handbook of foodborne pathogens. Marcel Dekker, New York. Page 188 -205.
46. **Igwaran A., Okoh A.I., 2019.** Human campylobacteriosis: A public health concern of global importance, revue: Heliyon 5 (2019) e02814. Page 1-9.
47. **ISO 10272, 1995.** Microbiologie des aliments - Méthode horizontale pour la recherche des *Campylobacter* thermotolérants. 1-15.
48. **ISO 10272, 2006.** Microbiologie des aliments-Méthode horizontale pour la recherche et le dénombrement des *Campylobacter* spp. 1-18.
49. **John D.C., 2010.** Treating Reactive Arthritis: Insights for the Clinician. **In:** Therapeutic Advances in Musculoskeletal Disease, Vol.2. Page 45–54. Disponible sur: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3383466/>. Consulté en 04-2020.
50. **Jouve J.L., 1996.** La qualité microbiologique des aliments, maîtrise et critère, 2ème édition. Page 342-352.
51. **Kaakoush N.O., Castano-Rodriguez N., Mitchell H.M., Man S.M., 2015.** Global epidemiology of *campylobacter* infection. **In:** Clinical Microbiology Reviews. Volume 28 Number 3. Page 688-720. Disponible sur : <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4462680/>. Consulté en 03-2020.
52. **Kapperud G., Lassen J., Ostroff S.M., Aasen S., 1992.** Clinical features of sporadic *Campylobacter* infections in Norway. **In :** Scandinavian Journal of Infectious Diseases Volume 24, Issue 6 1992. Page : 741-749. Disponible sur : <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.3109/00365549209062459>. Consulté en 03-2020.
53. **Kinga W., Tomasz W., Jacek O., 2018.** Antimicrobial Resistance and Virulence-Associated Traits of *Campylobacter jejuni* Isolated From Poultry Food Chain and Humans

- With Diarrhea. **In** : Frontiers in Microbiology. Vol. 9, Article 1508. Page 1-11. Disponible sur : <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6039573/>. Consulté en 03-2020.
54. **Kotula K.L., Davis M.E., 1998.** Broiler Skin Sampling for Optimum Recovery of Salmonella spp. Journal of Food Protection. 62 (3): 284–286.
55. **Lehours P., 2005.** Communication présentée le 26 mai 2005 : Les *Campylobacter* : diagnostic biologique et surveillance de la résistance aux antibiotiques en France ; Bull. Acad. Vét. France — 2005 - Tome 158 - N°4 .www.academie-veterinaire-france.fr. Consulté en 03-2020.
56. **Lekha S., 2014.** Irritable bowel syndrome: Pathogenesis, diagnosis, treatment, and evidence-based medicine in World Journal of Gastroenterology, Vol. 20, Issue 220. Page 6759-6773. Disponible sur: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4051916/> Consulté en 03-2020.
57. **Malbrand A., 2016.** Dossier de demande d'autorisation d'exploiter une installation classée, Augmentation de la capacité de production d'une installation existante. Présentation du projet Abattoir THOMAS & FILS. Page 4-38.
58. **MAPAQ., 2018.** Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec. Campylobactériose (<https://www.mapaq.gouv.qc.ca/fr/>. Consulté en 05-2020).
59. **Maziero M.T., Oliveira T.C., 2010.** Effect of refrigeration and frozen storage on the *Campylobacter jejuni* recovery from naturally contaminated broiler carcasses. Brazilian Journal of Microbiology. 41 : 501-505.
60. **Mégraud F., Bessède E., Lehours P., 2013.** *Campylobacter*. EMC - Biologie médicale 28 (1). Page 1-8.
61. **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. **In** : **Bouhamed R., 2019.** 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.
62. **Moran L., Kelly C., Madden R.H., 2009.** Factors affecting the recovery of *Campylobacter* spp. from retail packs of raw, fresh chicken using ISO 10272-1:2006. Letters in Applied

- Microbiology. 48(5) :628-32. Disponible sur : <https://sfamjournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/full/10.1111/j.1472-765X.2009.02581.x>
Consulté en 03-2020.
63. **MS, 1991.** Synthèse médecine/sciences. *Campylobacter* et *Helicobacter* en pathologie digestive humaine. M/S n ° 2, vol. 7. Page 138-152.
64. **Nachamkin, I., Szymanski M.C., Blaser J.M., 2008.** *Campylobacter*, 3rd Edition. Page 732.
65. **Nancy W. L., Wen-lan L.W., Martin J.B., L.B.R., 1981.** Evaluation of transport and storage techniques for isolation of *Campylobacter fetus* subsp. *jejuni* from turkey ceacal specimens. Journal of clinical microbiology. Vol. 13, No. 3, p. 438-443.
66. **Natsos G., Mouttotou N., Ahmad S., Kamran Z., Ioannidis A., Koutoulis K., 2019.** The genus *Compylobacter*: detection and isolation methods, species identification & typing techniques. Journal of the Hellenic Veterinary Medical Society. 70(1). Page 1327-1338
67. **Nauta M.J., Johannessen G., Adame L.L., Williams N., Rosenquist H., 2016.** The effect of reducing numbers of *Campylobacter* in broiler intestines on human health risk. In: Microbial risk analysis Vol 2-3, juin 2016, pages 68-77.
68. **NJDA, 2003.** New Jersey Department of agriculture. *Compylobacteriosis*. Disponible sur : <https://www.nj.gov/agriculture/divisions/ah/diseases/campylobacteriosis.html> consulté le 11-06-2020.
69. **NNDSS, 2016.** National Notifiable Diseases Surveillance System. Annual Report Working Group. Australia's notifiable disease status, 2014: Annual report of the National Notifiable Diseases Surveillance System. Communicable Diseases Intelligence Vol. 40, No. 1. Page 48-145
70. **OIE, 2005.** Office International des Epizooties. Manuel Terrestre de l'OIE : 1177-1187.
71. **OIE, 2005.** Organisation mondiale de la santé animale. Sécurité sanitaire des aliments d'origine animale en phase de production. Page 1-2.
72. **OIE, 2008.** Manuel des tests de diagnostic et des vaccins pour les animaux terrestres (mammifères, oiseaux et abeilles). Sixième édition. Vol. 2. 851 pages.

73. **OIE, 2013.** La campylobactériose digestive dans les pays industrialisés : comparaison de la situation sanitaire avec la salmonellose et appréciation de l'émission du danger .Disponible sur:
[https://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Publications %26 Documentation/docs/pdf/revue_plurithematique/2013/No26092013-00005-FR-Laroche.pdf](https://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Publications_%26_Documentation/docs/pdf/revue_plurithematique/2013/No26092013-00005-FR-Laroche.pdf) consulté le 06-09-2020
74. **OIE, 2017.** Organisation mondiale de la santé animale. Infection with *Campylobacter jejuni* and *C. coli*. **In** : terrestrial manual 2017. Chapter 2.9.3. Page 1669-1677. Disponible sur :
(https://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/tahm/2.09.03_CAMPYLO.pdf)
Consulté le 09/08/2020.
75. **OIE, 2019.** Organisation mondiale de la santé animale. Code sanitaire pour les animaux terrestres chapitre 7. 5. abattage des animaux. Article : 7.5.1. Page 1-22.
76. **OMS, 2020.** Campylobacter. Disponible sur: <https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/campylobacter> consulté le 06-09-2020
77. **OMS, 2013.** Organisation mondiale de la santé. The Global View of Campylobacteriosis: Report of an Expert Consultation. Utrecht, Netherlands. Page 3-57
78. **OMS, 2018.** Organisation mondiale de la santé. *Campylobacter*.
79. **Pacanowski J., Lalande V., Meynard J.L., 2010.** *Campylobacter* bacteremia: epidemiology, clinical manifestations, treatment, pronostic factors. La Lettre de l'Infectiologue. N° 1. Tome XXV. Disponible sur :
(<https://www.edimark.fr/Front/frontpost/getfiles/16005.pdf>) . Consulté le 10-08-2020.
80. **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 foodborne pathogen *Campylobacter jejuni* reveals hypervariable sequences. Nature. 403(6770). Pages 665-8. Disponible sur: <https://www.nature.com/articles/35001088>. Consulté en 03-2020.
81. **Parte A.C., 2018.** LPSN — List of Prokaryotic names with Standing in Nomenclature (bacterio.net), 20 years on. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology, 68. Page 1825-1829.

82. **Peyrat M.B., Soumet C., Maris P., Sanders P., 2008.** Recovery of *Campylobacter jejuni* from surfaces of poultry slaughterhouses after cleaning and disinfection procedures: Analysis of a potential source of carcass contamination. *International journal of food microbiology* 124 (2) : 188-194.

83. **Poly F., Noll A.J, Riddle M.S., Porter C.K., 2019.** Update on *Campylobacter* vaccine development. **In:** *Journal human vaccines & immunotherapeutics*. 15 (6). Page 1389–1400. Disponible sur : <https://www.tandfonline.com/doi/full/10.1080/21645515.2018.1528410>. Consulté en 03-2020.

84. **Rahim E., Ameri M., 2011.** Antimicrobial resistance patterns of *Campylobacter* spp. isolated from raw chicken, turkey, quail, partridge, and ostrich meat in Iran. *Food Control*. 22 (8): 1165-1170.

85. **Riny J., Karen A. K., Shaun A. C., Van Pelt W., Jaap A. W., Robert J. O., 2008.** Host-Pathogen Interactions in *Campylobacter* Infections: The Host Perspective in clinical microbiology reviews. 21(3). Page 505–518. Disponible sur: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC2493085/>. Consulté en 03-2020.

86. **Sails A. D., Bolton F. J., Fox A. J., Wareing D. R. A., et Greenway D. L. A., 2002.** Detection of *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* in Environmental Waters by PCR Enzyme-Linked Immunosorbent Assay. Vol. 68, No. 3. Pages 1319-1324. Disponible sur : <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC123752/> Consulté le 02/07/2020.

87. **Sharon V. R. Epps, Roger B. H., Michael E. H., Timothy D. P., Robin C. A., David J. N., 2013.** Foodborne *Campylobacter*: Infections, Metabolism, Pathogenesis and Reservoirs. *International Journal of Environmental Research and Public Health*. Vol. 10. Page 6293-6304. Disponible sur: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3881114/>. Consulté en 03-2020.

88. **Sheppard S. K., Maiden M. C. J., 2015.** The Evolution of *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli*. In: *Cold Spring Harbor Perspectives in Biology*. Aout 2015. Disponible sur: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4526750/>. Consulté en 03-2020.

89. **Skirrow M.B., Jones D.M., Sutcliffe E., Benjamin J., 1993.** *Campylobacter* bacteraemia in England and Wales, 1981–1991.**In:** *Epidemiology & Infection*, 1993. Vol. 110, issue 3. Page 567-573. Disponible sur:

- https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC2272297/?page=1&fbclid=IwAR0_a_kz-h3iscWGbsZpyGL711c1pONmeZY0fr6Zrantaa15lq36owar5mw. Consulté le 20-03-2020
90. **Son I., Englen M.D., Berrang M.E., Fedorka-Cray P.J., Harrison M.A., 2007.** Prevalence of *Arcobacter* and *Campylobacter* on broiler carcasses during processing. *International journal of food microbiology*. 113 (1): 16-22.
91. **Spickler AR., Leedom Larson., 2013.** Zoonotic campylobacteriosis. The center of food security and public health. Disponible sur: <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/campylobacteriosis.pdf>. Consulté le 23-04-2020
92. **Stahl M., Butcher J., Stintzi A., 2012.** Nutrient acquisition and metabolism by *Campylobacter jejuni*. In : *Frontiers in cellular and infection microbiology*. 7 février 2012. Disponible sur : <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fcimb.2012.00005/full>. Consulté en 03-2020.
93. **Thibodeau A., 2013.** Caractérisation phénotypique et génotypique de *Campylobacter jejuni* et évaluation d'une stratégie de contrôle de la colonisation du poulet de chair par ce pathogène alimentaire. Thèse de Doctorat en sciences vétérinaires. Faculté de médecine vétérinaire. Montréal. Disponible sur https://papyrus.bib.umontreal.ca/xmlui/bitstream/handle/1866/10494/Thibodeau_Alexandre_2013_These.pdf?sequence=4&isAllowed=y. Consulté le 13-08-2020.
94. **Thomas G., 2009.** Les infections à *campylobacters* : s'agit-il d'une nouvelle zoonose ? Thèse en Sciences pharmaceutiques. Université Henri Poincaré - Nancy 1. Pages 01-108.
95. **Vahedi H., Ansari R., Mir-Nasseri M.M., Jafari E., 2010.** Irritable Bowel Syndrome: A Review Article. In: *Middle East Journal of Digestive Diseases*. Vol.2, No.2. Page 66-77. Disponible sur: https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4154827/?fbclid=IwAR30GJieKEyvNnHjD_G_4dmkMZXRjGoQVPlf9_W9Y-l1upQLbB_Xlio1uY#_ffn_sectitle. Consulté en 03-2020.
96. **Van Doorn PA, Ruts L., Jacobs BC., 2008.** Clinical features, pathogenesis, and treatment of Guillain-Barre syndrome. In : *Lancet Neurol*. Vol.7 No.10. Pages : 939–950. Disponible sur: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1474442208702151?fbclid=IwAR31>

- [bS-5RKVTyzbDi001vFyqHGGkXRAQ0Wcs8liN56_XyxSZF-Mij3EGltw](#). Consulté en 03-2020.
- 97. Wassenaar T.M., Kist M., Anno D.J., 2007.** Re-analysis of the risks attributed to ciprofloxacin-resistant *Campylobacter jejuni* infections. **In:** International Journal of Antimicrobial Agents. Vol.30, Issue 3. Page 195-201. Disponible sur https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0924857907001112?fbclid=IwAR32oY4kA5eK7BUoJe6sYoddlclh9cHs3E_c68-J0u6dO53jg1wRLRlf2nw. Consulté le 26-05-2020.
- 98. Yun J., Greiner M., Holler C., Messelhusser U., Rampp A., Klein G., 2016.** Association between the ambient temperature and the occurrence of human *Salmonella* and *Campylobacter* infections. **In :** Scientific Reports, article number: 28442. Pages 1-7. Disponible sur : https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/27324200/?fbclid=IwAR17iDml16sl3_wpq9KOz0K7WE_xYEdhabpRGKac_y-7J_lsTHQGS3XA5_24. Consulté le : 26-05-2020.
- 99. Zanetti F., Varoli O., Stampi S., De luca G., 1996.** Prevalence of thermophilic *Campylobacter* and *Arcobacter butzleri* in food of animal origin. International journal of food microbiology. 33: 315-321.
- 100. Zendehbad B., Arian A.A., Alipour A., 2013.** Identification and antimicrobial resistance of *Campylobacter* species isolated from poultry meat in Khorasan province, Iran. Food Control. 32 (2): 724-727.

Résumé

Les bactéries du genre *Campylobacter* sont à l'origine de tableaux cliniques variés chez l'homme, notamment de gastro-entérites qui dominent largement et se manifestent par de la diarrhée accompagnée de fièvre et de douleurs abdominales après une période d'incubation de deux à cinq jours. Plus rarement, des complications post-infectieuses peuvent se produire, à savoir l'arthrite réactionnelle, le syndrome de Guillain-Barré, etc. C'est pourquoi, une étude pilote ayant pour objectifs d'isoler et d'identifier les *Campylobacter* chez le poulet de chair est entreprise en Algérie. En Novembre 2019, 15 échantillons de peaux de cou de poulets de chair sont collectés. Les méthodes ISO 10272-1 (2006) et OIE (2005) sont utilisées pour l'isolement et l'identification des bactéries étudiées. Parmi ces 15 échantillons analysés, 13 s'avèrent positifs pour *Campylobacter* spp., soit une prévalence de 86,67%. Sur ces 13 échantillons positifs, seulement 10 sont des *Campylobacter* thermotolérants (76,92%). Les espèces isolées sont essentiellement des *Campylobacter jejuni* (70%) et dans une moindre mesure des *Campylobacter coli* (30%). La présence élevée de *C. jejuni* indique que cette espèce pourrait être la plus impliquée dans la campylobactériose humaine lorsqu'elle est véhiculée par le poulet de chair.

Mots clés : *Campylobacter* thermotolérants, *Campylobacter jejuni*, *Campylobacter coli*, entérite, poulet de chair, peau de cou.

Abstract

Bacteria of the genus *Campylobacter* are responsible for a variety of clinical pictures, including gastroenteritis, which is largely dominant and manifests itself as diarrhea accompanied by fever and abdominal pain after an incubation period of two to five days. More rarely, post-infectious complications may occur, namely reactive arthritis, Guillain-Barré syndrome, etc. For this reason, a pilot study aimed at isolating and identifying *Campylobacter* in broilers is being undertaken in Algeria. In November 2019, 15 broiler neck skin samples are collected. The ISO 10272-1 (2006) and OIE (2005) methods are used for the isolation and identification of the bacteria studied. Of the 15 samples tested, 13 were positive for *Campylobacter* spp., representing a prevalence of 86.67%. Of these 13 positive samples, only 10 are thermotolerant *Campylobacter* (76.92%). The species isolated are mainly *Campylobacter jejuni* (70%) and to a lesser extent *Campylobacter coli* (30%). The high presence of *C. jejuni* indicates that this species may be the most implicated in human campylobacteriosis when carried by broiler chickens.

Key words: Thermotolerant *Campylobacter*, *Campylobacter jejuni*, *Campylobacter coli*, enteritis, neck skin, chicken.

ملخص

تعد بكتيريا الكمبيلوباكتير أصل العديد من الاعراض السريرية المختلفة ، حيث يسود التهاب الأمعاء بشكل كبير: الإسهال المصحوب بحمى وآلام في البطن ، و ذلك بعد فترة حضانة من يومين إلى خمسة أيام. نادرًا ما تحدث مضاعفات ما بعد العدوى كالتهاب المفاصل التفاعلي ومتلازمة فيلان باريه وما إلى ذلك. لذلك ، تم إجراء دراسة تجريبية للتحقق من صحة منهجية عزل وتحديد الكمبيلوباكتير في الدجاج. في نوفمبر 2019 ، تم جمع 15 عينة من أعناق دجاج التسمين. تم استخدام الطريقة البيوكيميائية الكلاسيكية للعزل والتعريف. من بين هذه العينات الـ 15 التي تم تحليلها ، أثبتت 13 عينة (أي 86.67%) أنها إيجابية لبكتيريا الكمبيلوباكتير. في هذه العينات الـ 13 ، فقط كانت منها لكمبيلوباكتير المقاومة للحرارة (76.92%). الأنواع المعزولة كانت بشكل رئيسي كامبيلوباكتير جيجوني (70%) و كامبيلوباكتير كولي (30%). يُظهر الوجود العالي لكمبيلوباكتير جيجوني أنه النوع الأكثر انخراطًا في التهاب المعدة والأمعاء من أصل بكتيري ، في الدجاج وبالتالي في البشر.

الكلمات المفتاحية : كمبيلوباكتير مقاوم للحرارة ، كمبيلوباكتير جيجوني ، كمبيلوباكتير كولي ، التهاب الأمعاء ، دجاج ، جلد الرقبة