

ÉCOLE NATIONALE SUPÉRIEURE VÉTÉRINAIRE

Mémoire de Master

En vue de l'obtention du
Diplôme de Master en Sciences Vétérinaires

THÈME :

**Comparaison de l'efficacité entre l'Hypochlorite de Sodium acidifié
et le mélange Acide peracétique/Peroxyde d'hydrogène (P3 - Oxonia)
sur la décontamination superficielle des carcasses de volailles**

Présenté par : ZOUAMBI Radja Anaïs

Soutenu le : 13 / 01 / 2020

Devant le jury composé de:

- Président :	Dr. BOUAYAD L.	MCA	ENSV
- Promoteur :	Pr. HAMDI T.M	Professeur	ENSV
- Examineur 1 :	Dr. GOUCEM R.	MAA	ENSV
- Examineur 2 :	Dr. BOUHAMED R.	MCB	ENSV

Année universitaire : 2018/2019

Remerciements

Mes remerciements vont en premier aux membres du jury :

Au Pr T.M. HAMDI ;

Mon directeur de mémoire, pour sa patience, sa disponibilité et surtout ses judicieux conseils. Vos orientations ainsi que votre soutien moral et scientifique ont largement contribué à finaliser mon travail. Je vous exprime toute ma reconnaissance.

Au Dr L. BOUAYAD ;

*Pour votre disponibilité, votre soutien permanent et vos conseils, je vous dis Merci
Veuillez, également accepter ma gratitude pour la présidence de mon jury.*

Au Dr R. GOUCEM ;

*Merci Monsieur, d'avoir été d'un grand apport pour la réalisation de ce travail par votre soutien et vos conseils qui m'ont aidé à mener à terme ce projet.
Je vous remercie également de m'avoir fait l'honneur d'examiner mon travail.*

Au Dr R. BOUHAMED ;

Veuillez accepter toute ma gratitude pour tout le savoir que vous m'avez apporté en tant qu'enseignante et mes remerciements d'avoir accepté d'examiner mon mémoire.

La réalisation de ce mémoire a été possible grâce au concours de plusieurs personnes à qui je voudrais témoigner ma gratitude :

Melle ZOUAOUI Meriem ingénieur au laboratoire de biochimie et Mme BOUDJELAL Louiza ingénieur au laboratoire HIDAQA.

Merci d'avoir été présentes à chaque fois que j'en avais besoin.

J'adresse mes sincères remerciements à tous mes enseignants de ENSV d'Alger, qui par leurs paroles, leurs écrits, leurs conseils et leurs critiques ont guidé mes réflexions et m'ont fourni les outils nécessaires à la réussite de mes études universitaires.

Dédicaces

Papi, Mami

*Mes plus grands fans vous m'avez toujours encouragé tout le long de mes études et boosté avec vos phrases magiques.
Vous trouverez l'expression de toute la fierté que j'éprouve à être votre petite fille.*

Papa

Je ne te serais jamais assez reconnaissante tu es et restera mon guide ; avec la phrase légendaire que tu répètes et qui résonne en permanence, pour m'indiquer la voie à suivre :
« le chemin de la gloire passe par les palais, le chemin de la richesse passe par le travail et le chemin de la vertu passe par les déserts »

Maman

Je ne te remercierai jamais assez pour tous les moments de complicités, ton soutien indéfectible et tout ce que tu fais pour moi tous les jours tous les mots de remerciement ne pourraient suffire

Meysa & Gihane

*À nos prises de bec qui finissent par des fous rires, aux moments difficiles qui deviennent grâce à vous deux des instants de complicité et de douceur
« Je vous aime »*

Seif Eddine

À mon Confident, mon Partenaire et mon Meilleur ami, merci pour tout le bonheur, le soutien et les encouragements que tu m'apporte chaque jour, tu es la personne qui croît le plus en moi et sans toi je n'en serais pas là, Merci

*À mes tantes en particuliers à *Wissem* je dédie ce mémoire*

*À mes oncles maternelle et paternelle en particulier *Redouane* je remercie dieu de vous avoir dans famille.*

À mes cousins et cousines qui me font toujours sourire et avec qui je partage mes plus beaux souvenirs

Merci.

SOMMAIRE

SOMMAIRE

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

Introduction 1

Partie Bibliographique

Chapitre I : Généralités sur la viande de volaille

I. Le poulet de chair en Algérie et son importance économique	3
II. Propriétés organoleptiques des viandes blanches	4
II.1. Facteurs de variation de la qualité des viandes de volaille	4
III. L'abattage du poulet de chair	5
III.1. Processus d'abattage	5
III.2. Contaminations aux abattoirs	8
III.3. Conclusion	9
IV. Différentes flores de surfaces du poulet de chair	10
IV.1. Flore pathogène	10
IV.2. Flore d'altération	11
IV.2.1. Flore mésophile aérobie totale	11

Chapitre II : Décontamination par l'Hypochlorite de sodium

I. Traitement à l'eau de Javel	12
I.1. Eau de Javel (Hypochlorite de sodium)	12

SOMMAIRE

I.1.1. Historique.....	12
I.1.2. Fabrication.....	12
I.1.3. Définition.....	13
I.1.4. Chlore résiduel.....	13
I.1.5. Indication de la concentration des produits.....	13
I.1.6. Conservation.....	14
I.2. Influence du pH sur l'efficacité de l'Hypochlorite de sodium.....	14
I.3. Influence de la concentration.....	15
I.4. Influence de la charge organique.....	16
I.5. Mode d'action germicide du chlore.....	17
II. Risques liés à la consommation du poulet traité par le Chlore.....	17
II.1. Toxicité.....	19
II.2. Effet carcinogène à long terme d'exposition.....	19
II.3. Conclusion.....	20

Chapitre III : Décontamination par le mélange Acide peracétique/Peroxyde d'hydrogène (P₃ - Oxonia)

I. Traitement au mélange Acide peracétique/Peroxyde d'hydrogène.....	21
I.1. Chimie et composition du P ₃ Oxonia.....	21
I.2. Mécanisme d'action.....	22
II. Evaluation du risque lié à l'utilisation du mélange Acide Peracétique/Peroxyde d'hydrogène.....	23
II.1. Sous-produits formés et résidus après traitement.....	23

SOMMAIRE

II.2. Evaluation des résidus après exposition de la carcasse de volaille au mélange acide peracétique/peroxyde d'hydrogène.....	24
II.3. Evaluation toxicologique.....	24
II.4. Déclaration de L'EFSA sur la non-toxicité de l'acides peracétiques utiliser pour la réduction des Pathogènes de la viande de volaille.....	27

Partie expérimentale

Objectifs de l'étude.....	29
----------------------------------	-----------

Chapitre I : Matériels et Méthodes

I. Matériels et produits chimiques.....	30
II. Méthode.....	35
II.1. Choix des paramètres d'expérimentation.....	35
II.2. Echantillonnage.....	36
II.3. Traitement à l'Hypochlorite de Sodium et au mélange Acide Peracétique/ Peroxyde d'hydrogène.....	37
II.3.1. Préparation de la solution.....	37
A. Solution à l'Hypochlorite de Sodium acidifié :	37
B. Solution au P ₃ - Oxonia.....	39
II.3.2. Traitements des échantillons.....	40
A. Technique de traitement.....	40
B. Analyse du chlore résiduel.....	40
C. Analyse microbiologique.....	41
D. Expression des résultats.....	42

SOMMAIRE

Chapitre 2 : Résultats et discussion

I. Résultats	44
I.1. Description des résultats	44
A- Traitement à l’Hypochlorite de Sodium acidifié	44
B- Traitement au P₃ - Oxonia	45
I.2. Discussions	45
A- Traitement à l’Hypochlorite de Sodium acidifié	46
B- Traitement au P₃ - Oxonia	46
II. Comparaison entre les traitements à base d’Hypochlorite de Sodium acidifié et au P₃ - Oxonia	47

Conclusion et perspectives

Références bibliographiques

Annexes

Liste des tableaux

Liste des Tableaux

Tableau N°1 : Températures de croissance minimales et optimales pour les agents pathogènes associés à la viande de volaille (G.C. Mead 1996).....	11
Tableau N°2 : Les avantages et les inconvénients liée à l'utilisation de l'hypochlorite de sodium dans le traitement de la volaille (Mariott 2006).....	20
Tableau n°3 : Statistique descriptive des échantillons traités par l'Hypochlorite de Sodium acidifié.....	44
Tableau n°4 : Statistique descriptive des échantillons traités par le mélange acide peracétique/peroxyde d'hydrogène.....	45
Tableau n°5 : Statistique descriptive comparant des échantillons traités par l'Hypochlorite de Sodium acidifié et par le P3-Oxonia.....	47

Liste des figures

Liste des Figures

Figure N°1 : Diagramme d'abattage du poulet de chair.....	05
Figure N°2 : Courbe concentrations des différentes formes hypochlorite, acide hypochloreux et dichlore en fonction du pH (Joffin J-N ;1996).....	15
Figure 03 : Acide peracétique (EFSA, 2005).....	21
Figure 04 : Profil de diminution de l'acide peracétique au contact de la carcasse (Tina Rodrigues et al, 2011).....	25
Figure 05 : Cinétique de la diminution de l'acide peracétique au contact de la carcasse (Tina Rodrigues et al, 2011).....	26
Figure N°6 : Dosage du chlore résiduel dans la solution d'hypochlorite de sodium acidifiée en utilisant la méthode DPD.....	41
Figure N°07 : Différence des moyennes entre le Témoin et les échantillons traité par l'NaOCl acidifié.....	46
Figure N°08 : Différence des moyennes entre le Témoin et les échantillons traité par le mélange PAA/HP.....	47
Figure N°09 : Différence des moyennes entre les échantillons traités par l'Hypochlorite de Sodium et les échantillons traité par le mélange PAA/HP.....	48
Figure N°10 : Population bactérienne dans les échantillons Témoin et les échantillons traités par l'Hypochlorite de Sodium et les échantillons traités par le mélange PAA/HP.....	49

Liste des abréviations

Liste des Abréviations

% C.a: pourcentage de chlore actif

° Chl : degré chlorométrique

CSNEJ : Chambre Syndicale Nationale de l'Eau de Javel

DMENO : Dose Minimale avec Effet Nocif Observé (**en anglais : LOAEL =** Lowest Observed Adverse Effect Level)

DPD: La diéthyl-p-phénylènediamine

DSENO : La dose sans effet nocif observable, appelée aussi « dose sans effet toxique », « dose maximale sans effet » ou « dose maximale sans effet néfaste observable » (**en anglais : NOAEL =** No Observable Adverse Effect Level)

EFSA : Autorité européenne de sécurité des aliments

FAO: Food and Agriculture Organization.

HP : Peroxyde d'hydrogène (Hydrogen peroxyde)

INRA : Institut national de la recherche agronomique

JECFA: Joint Expert Committee of Food Additives (FAO-OMS)

MADR : Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural

OFIVAL : L'Office national Interprofessionnel de la Viande, de l'Elevage et de l'aviculture

OMS : Organisation mondiale de la santé.

PAA : Acide peracétique (Peroxyacetic acide)

pH : Le potentiel hydrogène

PNDA : Programme National de Développement Agricole

SCVPH : Scientific committee on veterinary measures relating to public health

TBARS : Substances réactives à l'acide thiobarbiturique

THM : Trihalométhane

UE : Union Européenne

UFC : Unité formant colonie

USDA-FSIS : United State Departement of Agriculture - Food Safety and Inspection Service (Département de l'agriculture et de la sécurité des aliments)

YOPI: Young, Old, Pregnant, and Immunocompromised



Salmonella et *Campylobacter* continue à être les principales causes de maladie d'origine alimentaire dans beaucoup de pays développés (**Lawson et al, 1999 ; Friedman et al, 2000 ; Mommur et Yuste, 2010 ; EFSA 2011**).

La viande de poulet a été impliquée en tant que source majeure d'infection humaine (**Cogan et al 1999, Redmond et al, 2004**).

La prévalence de *Campylobacter* dans l'union Européenne était de **75.8%** en **2008** avec des variations entre les états membres allant de **4.9 à 100%** (**EFSA, 2011**).

Une grande variété de produits chimiques sont connues pour détruire ou limiter sévèrement la croissance des bactéries pathogènes ou d'altération ; le nombre de produits chimiques autorisés pour l'utilisation alimentaire est sévèrement limité.

Toutefois l'EFSA a produit une guidance d'application pour autoriser des substances utilisées dans le traitement des aliments d'origine avicole (**EFSA, 2010**).

Une multitude de molécules bactéricides ont été testées, parmi ces molécules, le chlore est celle qui est la plus utilisée aux Etats Unis d'Amérique dans le processus d'abattage de la volaille (**FSIS-USDA**).

Les pays membres de la communauté européenne refusent d'utiliser cette procédure et d'importer le poulet des **USA**.

Ils affirment que l'usage de cette solution chlorée dans la décontamination du poulet pourrait renforcer la résistance bactérienne aux antibiotiques et autres agents bactériens chez les consommateurs.

En plus de l'hypochlorite de sodium, plusieurs acides organiques ont été étudiés en tant que désinfectant des carcasses de volaille.

Parmi ces acides, nous pouvons citer quelques-uns que nous avons étudiés dans notre travail de projet de fin d'études. Il s'agit de l'acide acétique, l'acide propionique et l'acide lactique.

L'efficacité de ces acides est variable, il a été démontré que pour que ces acides soient efficaces, il fallait augmenter leurs concentrations, cependant l'utilisation de l'acide acétique autour de 3% ou de l'acide lactique autour de 1% était responsable de la décoloration de la carcasse et de la modification dans les caractères organoleptiques (**Blankenship et al, 1990**).

Pour éviter les changements dans la qualité associés à l'utilisation des acides organiques, l'approche idéale est de combiner les acides avec d'autres désinfectant pour pouvoir diminuer la concentration des acides organiques tout en préservant l'efficacité du produit. **(Bauermeister et al, 2008)**

Le mélange de l'acide peracétique et du peroxyde d'hydrogène utilisé dans notre étude est le **P3 -Oxonia active**. Ce mélange est constitué de **4.9%** d'acide peracétique, de **2,5%** de peroxyde d'hydrogène

Sur la base de données disponibles et en se basant sur les process de production des carcasses de volaille (Lavage- Cuisson) qui sont mis en place avant la consommation, le Panel scientifique de l'EFSA sur les additifs alimentaires considère que le traitement par le PPA/HP selon les conditions décrites ci-dessous ne pose pas de risque sur la sécurité du consommateur **(EFSA, 2005)**

PPA/HP : mélange :

- **220 ppm** de PPA
- **120 ppm** de HP **(FDA, 2019)**

Cette combinaison a des propriétés d'oxydation puissante et très efficaces contre les bactéries, spores bactériennes, levure et moisissures **(Fatemi et Frank, 1999) ; (Bell et al, 1997)**.

Partie
Bibliographique

Chapitre I :
Généralités sur la
viande de volaille

I. Le poulet de chair en Algérie et son importance économique :

En Algérie, la filière avicole est largement dominée par l'aviculture moderne intensive, exploitant des souches hybrides sélectionnées. En effet, l'aviculture traditionnelle reste marginalisée et est pratiquée essentiellement en élevages de petite taille (Moula, 2009).

L'introduction du modèle avicole intensif à partir de **1975** par l'importation de complexes avicoles industriels de haute technologie a limité le développement de l'aviculture traditionnelle et notamment l'exploitation des souches locales (Mahmoudi, 2002).

L'adoption, par l'Etat, de l'industrialisation de l'aviculture s'intègre dans une politique visant à améliorer la qualité, la production et de fournir des protéines à moindre coût (viandes blanches et œufs) au consommateur.

L'aviculture industrielle a aussi l'avantage d'assurer une rotation très rapide du capital. La production annuelle nationale du secteur avicole enregistre un volume considérable ; elle est estimée à plus de **253 000 tonnes** de viande blanche et presque **4,5 milliards** d'œufs de consommation, assurant ainsi plus de **50 %** de la ration alimentaire en produits d'origine animale en **2011** (MADR, 2012).

Durant ces dernières années, la filière avicole algérienne a connu l'essor le plus spectaculaire parmi les productions animales. L'offre en viandes blanches est passée de **95 000** à près de **300 000 tonnes** entre **1980** et **2010**, soit une progression de **+212 %** en **30 ans** (MADR, 2011).

Le marché de volaille fraîche porte sur **250 000 tonnes/ an** (Ministère du commerce, 2013). Ceci a permis d'améliorer la ration alimentaire moyenne en protéines animales pour plusieurs millions d'algériens. Cependant, avec **6 Kg** de viande de poulet par personne et par an (MADR, 2011), l'algérien demeure parmi les plus faibles consommateurs, loin derrière l'Européen avec ses **23,7 Kg**, le brésilien (**37 Kg**), ou encore l'américain (**52,6 Kg**) (OFIVAL, 2011).

La viande de volaille est essentiellement celle du poulet de chair, qui représente **99,03 %** du total.

L'industrie avicole est de plus en plus présente dans les régions traditionnellement pourvoyeuses de viande rouge (hauts plateaux et zones steppiques), notamment avec la mise en place, depuis l'année **2000**, du Programme National de Développement Agricole (**PNDA**) et d'autres aides de l'Etat (subvention de l'habitat, aménagement des bâtiments, etc.).

II. Propriétés organoleptiques des viandes blanches :

Une des préoccupations majeures de la filière avicole est de fournir une viande de qualité constante et élevée en termes de couleur, de texture, de flaveur et de Jutosité. La couleur est l'un des paramètres sensoriels déterminant de la qualité. La ménagère, se base sur la couleur de la peau comme étant le premier indice de fraîcheur du produit (**Belhamri et Elmeddah, 2006**). La couleur de la viande dépend du pH de la viande, de la teneur et de l'état chimique de la myoglobine.

La tendreté de la viande dépend de la qualité de tissu conjonctif (collagène), de la structure myofibrillaire et des interactions structurelles entre les fibres et la matrice extracellulaire. D'autre part, les travaux réalisés (**Girard et al, 1986 ; Mossab, 2001 ; Boudroua et selselet-Attou, 2003**) ont montré que les lipides intramusculaires jouent un rôle dans le déterminisme de la tendreté, la jutosité et la flaveur.

II.1. Facteurs de variation de la qualité des viandes de volaille :

Les exigences et l'évolution du marché de la production de volaille nécessitent une plus grande maîtrise de la qualité et des caractéristiques des produits qui peuvent être affectés par différents facteurs de variation pouvant être ; soit intrinsèques à l'animal (espèces, type de muscle, sexe, sélection génétique et âge à l'abattage), soit extrinsèques (l'alimentation, les conditions d'élevage, de transport et d'abattage et également des traitements technologiques) (**Belhamri et Elmeddah, 2006**).

III. L'abattage du poulet de chair :

III.1. Processus d'abattage : (Malagié et al., 2019)

Le processus d'abattage de la volaille comprend plusieurs étapes qui vont de la réception des sujets jusqu'à leur conditionnement et distribution, elles sont résumées dans la figure N°1.

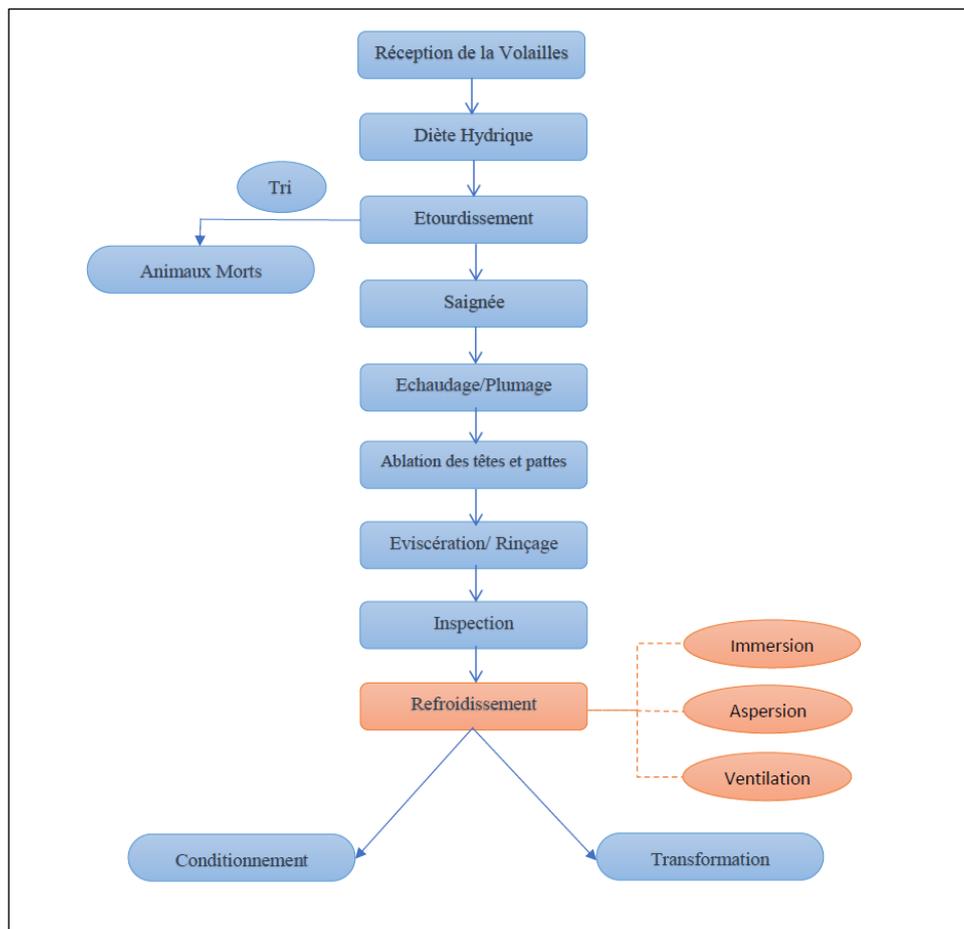


Figure N°1 : Diagramme d'abattage du poulet de chair

a- Réception et l'accrochage des animaux vivants

La première étape comprend le déchargement des caisses puis le placement des sujets sur un convoyeur qui les dirige vers la zone d'accrochage. Là, le travail doit se faire dans une obscurité presque totale, apaisante pour les volailles.

Les mains gantées, le travailleur chargé de l'accrochage saisit le volatile par les cuisses et le suspend par les pattes à un crochet fixé à un convoyeur aérien qui circule en sens inverse.

b- Etourdissement :

Une fois suspendues aux crochets, les volailles sont anesthésiées par électrocution. Le voltage peu élevé ne les tue pas, mais les rend flasques, puis un travailleur expérimenté se tient prêt à égorger les volatiles.

c- Saignée :

Le cou est partiellement tranché, alors que le cœur bat encore et expulse le reste de sang ; la carcasse doit être entièrement vidée de son sang.

d- Echaudage :

Le convoyeur transportant les carcasses passe ensuite à travers une série de bacs ou de cuves d'eau chaude en circulation, les échaudoirs facilitent le plumage. La température de l'eau est généralement entretenue par des serpentins chauffés à la vapeur à des températures compris entre 50°C et 55°C.

e- Plumage :

La file de carcasses passe ensuite entre des tambours rotatifs sur lesquels sont fixés des doigts de caoutchouc qui retirent les plumes, lesquelles tombent dans une tranchée où un courant d'eau les entraîne vers la zone réservée aux sous-produits. Après le plumage, les volailles sont dirigées vers un dispositif de flambage ; ce passage à la flamme a pour but d'éliminer le duvet et les plumes fines.

f- Ablation des têtes et des pattes :

Les volailles sont ensuite traitées par une machine à couper les pattes et les têtes ou sont coupées manuellement.

g- L'éviscération :

Les volailles doivent être, à nouveau, suspendues à des crochets avant d'entrer dans la section d'éviscération.

Le convoyeur conduit généralement les volailles vers une lame circulaire qui enlève la glande uropygienne, à la base du croupion. Le convoyeur amène ensuite les volailles à une fendeuse automatique qui soulève légèrement l'abdomen, tandis qu'une lame ouvre la carcasse sans toucher aux intestins. La machine suivante pénètre dans la cavité et enlève les viscères, gardés intacts pour permettre l'inspection de salubrité.

Toutes ces étapes peuvent se faire manuellement dans les abattoirs non équipés.

h- L'Inspection :

En général, un inspecteur vétérinaire ne contrôle qu'une ou deux volailles. Si le taux d'anomalies est élevé, les inspecteurs font ralentir la cadence de la chaîne. Le plus souvent, les anomalies n'entraînent pas un rejet total ; certaines parties des volailles sont lavées ou détachées de la carcasse et récupérées pour éviter une trop forte baisse du rendement.

i- Opérations de refroidissement

Après l'éviscération, les volailles que transporte le convoyeur tombent dans des bacs de refroidissement, horizontaux et non couverts, ou plutôt, comme en Europe, passent dans un courant d'air réfrigéré.

Il existe 3 méthodes différentes de refroidissement :

- Aspersión
- Immersion
- Ventilation

De nombreuses études ont été menées sur l'effet du refroidissement sur le nombre de micro-organismes d'altération.

En général, Les études montrent deux résultats différents : **(James et al., 2005)**. **(Annexe I : Tableau 1)**.

- Aucun changement (lors de refroidissement par ventilation)
- Une réduction du niveaux bactérien (lors de refroidissement par aspersion ou d'immersion dans de l'eau avec glace)

Des différences apparaissent entre les trois principales méthodes de refroidissement :

Globalement, le refroidissement par immersion utilisant de l'eau, ou un mélange d'eau et de glace a tendance à réduire le nombre de micro-organismes par rapport à l'air ou à l'aspersion.

L'ajout de chlore à l'eau d'immersion dans les bacs, tend à augmenter la réduction **(James et al., 2005)**.

L'**Union Européenne** a interdit l'immersion dans l'eau de Javel dans les années **1970**. La contamination croisée a été considérée comme l'un des problèmes majeurs liés au refroidissement par immersion, cependant, une étude menée par **Mead et al., (2004)** fournit la preuve qu'une contamination croisée peut également se produire lors du refroidissement par ventilation à l'air de la volaille.

Le refroidissement par immersion dans l'eau réduit également le nombre de microorganismes tels que les coliformes et E. coli (**James et al., 2005**) (**Annexe I : Tableau 2**).

Des réductions de l'ordre de 1,1 log₁₀ cfu/ml sans ajout de chlore ont été rapportées et jusqu'à 2,5 log₁₀ cfu/ml avec l'ajout de chlore.

Aucune réduction significative n'a été rapportée dans études sur le refroidissement par la ventilation.

Les refroidisseurs, munis de pales qui tournent lentement, abaissent la température des carcasses. L'eau de refroidissement est fortement chlorée (**50 ppm ou plus**) (**FSIS.USDA 1990**).

Il n'y a pas de législation dans l'**Union européenne** régissant le temps nécessaire pour réfrigérer une carcasse de volaille, seule une température finale de la viande à **+4 °C** avant le transport ou la découpe est définie, à atteindre « le plus tôt possible ».

Après la réfrigération primaire, les carcasses sont déposées sur un convoyeur ou une table vibrante. Des travailleurs spécialisés « classeurs de volaille », inspectent les volailles pour y déceler d'éventuelles contusions, déchirures de la peau, etc., et les suspendent une nouvelle fois à des crochets qui défilent devant eux.

III.2. Contaminations à l'abattoir :

L'abattoir avicole constitue l'un des points critiques majeurs de l'hygiène des viandes de volaille. Lors des opérations d'abattage, des phénomènes de contaminations croisées se produisent, ce qui induit une prolifération des pathogènes sur des carcasses initialement saines (**INRA, 2007**).

a- Contamination bactérienne aux abattoirs :

La prévalence de contamination par salmonella est très élevée dans les abattoirs avicoles. L'étude de **Alloui et al., (2013)** réalisée dans les abattoirs de Biskra rapporte une prévalence de **83,33%** et celle effectuée par **El-Groud et al., (2009)** aux abattoirs de Constantine révèle une prévalence de **73,33%**.

b- Contaminations des viandes de poulets :

- *Par les salmonelles :*

La prévalence des salmonelles retrouvée est de **50%** (**Alloui et al., 2013**).

- *Par Staphylococcus aureus :*

La prévalence de S.aureus retrouvée est de **46,66%** (**Alloui et al.n 2013**) avec une charge bactérienne moyenne de contamination de 1,08 log₁₀ UFC/g.

- *Par les coliformes fécaux :*

La charge bactérienne moyenne est de 2,18 log₁₀ UFC/g (**Alloui et al., 2013**).

Djaffal (2007) a noté une charge bactérienne moyenne de 2,7 log₁₀ UFC/g à El-Tarf.

III.3. Conclusion :

Les différences de contamination des carcasses de poulets sont dues aux différences du niveau de respect des bonnes pratiques d'hygiène au cours de l'abattage. Les taux de contamination élevés sont notés dans les abattoirs et se caractérisent par des pratiques hygiéniques non satisfaisantes (**Alloui et al., 2013**).

Les facteurs de risque qui ont un effet sur la nature et le nombre de micro-organismes présents au niveau des carcasses à l'abattoir sont :

- Le respect de la diète hydrique,
- Le respect du temps de la saignée,
- La propreté de l'eau utilisée au cours de l'échaudage,
- La propreté des doigts des plumeuses,
- Les précautions prises au moment de l'éviscération,
- L'hygiène du personnel et le degré de l'hygiène au niveau de l'abattoir (**Alloui et al., 2013**).

Colin et al., (1993) recommandent l'instauration du système HACCP dans la production de volaille pour la détection des facteurs de risque.

IV. Différentes flores de surfaces du poulet de chair :

IV.1. Flore pathogène :

Ce sont des germes pathogènes qui causent des toxiinfections alimentaires sévères dans la plupart des cas, et peuvent aussi induire des mortalités chez les jeunes, les vieux, les femmes enceintes et immunodéprimés « **YOPI** ».

Parmi les bactéries pathogènes qui contaminent les viandes de volaille et sont capables de causer des Toxi-infections alimentaires, citons :

- *Salmonella spp*,
- *Campylobacter spp*,
- *Clostridium perfringens*,
- *Listéria monocytogenes*
- *E. coli* Entérohémorragique.

Mead (2004) rapporte qu'il existe deux types de bactéries tolérant le froid (psychrotrophes) :

- *Aeromonas spp*
- *Yersinia enterocolitica*

Qui sont retrouvées dans les carcasses mais n'ont pas été associées aux toxi-infections alimentaires.

Les températures minimale et optimale au développement des pathogènes communs associés aux viandes blanches sont décrits dans le **Tableau N°1**.

Tableau N°1 : Températures de croissance minimales et optimales pour les agents pathogènes associés à la viande de volaille (Mead, 1996)

	Température Minimum (C°)	Température Optimum (C°)
<i>Campylobacter spp.</i>	30	42-43
<i>Clostridium perfringens</i>	12	43-47
<i>Pathogenic Escherichia coli strains</i>	7	35-40
<i>Salmonella spp.</i>	5	35-43
<i>Listeria monocytogenes</i>	0	30-37
<i>Yersinia enterocolitica</i>	-2	28-29

Certains pathogènes tel que *Listeria monocytogenes* ont été associés à des températures inférieures à 5°C. La réfrigération ne stoppe pas sa croissance, ce qui fait qu'elle est souvent incriminée dans la contamination des viandes réfrigérées.

IV.2. Flore d'altération :

Ce sont les organismes d'altération qui peuvent réduire la durée de conservation des produits à base de volaille crue et altèrent les caractères organoleptiques (Blackburn, 2006).

IV.2.1. Flore mésophile aérobie totale

La Flore Mésophile Aérobie Totale (FMAT) est un indicateur sanitaire qui permet d'évaluer le nombre d'UFC (Unité Formant une Colonie) présent dans un produit ou sur une surface.

Le nombre de microorganismes capable de causer des altérations est très important, toutefois, il dépend de la microflore initiale et du milieu.

Seulement quelques espèces du genre *Pseudomonas*, *Acinetobacter*, *Moraxella*, *Brochothrix thermophacta*, *Aeromonas spp* et *Psychrobacter spp.* et la famille des *Enterobacteriaceae* ; sont significativement représentées comme étant la microflore d'altération de la viande de poulet réfrigérée (Mead 2004). Comme la volaille crue est stockée dans un environnement réfrigéré, la croissance des bactéries mésophiles normales est ralentie.

Chapitre II :
Décontamination par
l'Hypochlorite de
sodium

I. Traitement à l'eau de Javel

I.1 Eau de Javel (Hypochlorite de sodium)

I.1.1. Historique :

Après la découverte du chlore par **Scheele** en **1774**, le chimiste français **Berthollet** a travaillé sur les solutions blanchissantes de ce gaz en **1787**.

Une fabrique chimique, près de Paris "**La compagnie Javel**", installée dans le petit village du même nom, adopta le procédé **Berthollet**. C'est là qu'en **1787** fut réalisée la dissolution du chlore gazeux dans une solution de potasse permettant d'obtenir une solution concentrée stable appelée "**liqueur de Javel**".

En **1820**, **Labarraque** remplaça la potasse par de la soude, plus économique, et obtint ainsi des solutions d'hypochlorite de sodium utilisées pour la désinfection.

L'eau de Javel, utilisée depuis plus de 200 ans, correspond à des solutions d'hypochlorite de sodium (**Joffin ; 1996**).

I.1.2. Fabrication :

La fabrication de l'hypochlorite de sodium se fait selon la réaction ci-dessous:



Un excès de soude est maintenu dans les solutions d'hypochlorite de sodium afin de stabiliser le pH à au moins 12 et afin de limiter la vitesse de décomposition.

I.1.3. Définitions :

On entend par “**Chlore actif**” (c.a.) (available chlorine) la somme des ions ClO^- et des gaz HOCl et Cl_2 dissous dans l'eau (**Housecroft et al., 2010**).

On entend par “**Chlore total**” (c.t.) l'ensemble des atomes de chlore en solution dans les eaux et concentrés de Javel sous forme (**Housecroft et al., 2010**) :

- d'Acide hypochloreux : **HOCl**
- d'Hypochlorite : **ClO^-**
- de Chlorure : **Cl^-**
- de Chlorite : **ClO_2**
- de Chlorate : **ClO_3**

I.1.4. Chlore résiduel :

Le chlore résiduel est la fraction de chlore disponible dans la solution. Quand l'Hypochlorite de sodium est utilisé, la mesure du chlore résiduel est la somme de la concentration de l'acide hypochloreux (**HOCl**) et de l'ion Hypochlorite (**OCl^-**).

L'efficacité de l'hypochlorite de sodium en tant que désinfectant est influencée par plusieurs facteurs, parmi lesquels :

- Le potentiel hydrogène (pH)
- La concentration
- La charge organique

I.1.5. Indication de la concentration des produits :

La concentration de l'eau de Javel (solutions d'hypochlorite de sodium) s'exprime d'une manière différente suivant les pays (**CSNEJ, 2010**) :

- Dans les pays francophones, on a longtemps utilisé le degré chlorométrique (**Gay Lussac**) (en abrégé : **°Chl.**) ;
- Dans les pays anglo-saxons, on utilise le pourcentage de chlore actif, (en abrégé : **% c.a.**) qui fait référence à la concentration pondérale en chlore actif (**CSNEJ, 2010**).

I.1.6. Conservation :

La rétrogradation de l'eau de Javel est due à la lumière, à la température et à la présence de métaux.

Les conditions de fabrication sont donc importantes pour assurer une meilleure conservation :

- Pureté des matières premières mises en jeu
- Absence d'ions métalliques
- Choix des équipements de fabrication.

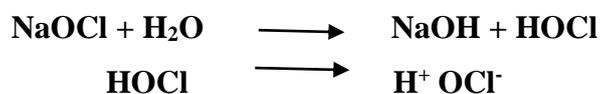
Les bonnes conditions de température, de propreté au cours de la fabrication et la conservation permettent un ralentissement notable de la rétrogradation dans le temps mais ne peuvent stopper totalement cette rétrogradation.

La maîtrise de ce produit est délicate, sa conservation dans le temps est d'autant plus difficile que l'eau de Javel est concentrée.

C'est pourquoi, il est recommandé de conserver les eaux et concentrés de Javel à l'abri de la lumière, de la chaleur et de ne pas utiliser d'emballages métalliques (CSNEJ, 2010).

I.2. Influence du pH sur l'efficacité de l'Hypochlorite de sodium :

Dans l'eau, l'hypochlorite de sodium se dissocie en acide hypochloreux, qui peut se transformer par la suite en ion hypochlorite selon la formule ci-dessous :



Le chlore sous forme d'acide hypochloreux est 80 fois plus efficace en tant que désinfectant à concentration équivalente que l'ion hypochlorite.

La quantité de l'acide hypochloreux présent dans la solution dépend du pH du milieu. Quand le pH diminue, la proportion de l'acide hypochloreux augmente mais la stabilité de la solution diminue.

Toutefois si le pH diminue plus bas que **4.0**, une quantité toxique et corrosive de chlore gazeux est formée. A l'inverse le chlore est plus stable à pH élevé où l'ion hypochlorite prédomine mais son efficacité est moindre (**Anon, 2003**).

Pour avoir une efficacité optimale avec l'utilisation de l'hypochlorite de sodium comme désinfectant il faut :

1. Un temps de contact de plusieurs minutes avec la surface à traiter.
2. Le pH de l'eau utilisée pour le refroidissement et le lavage doit être autour de **6.5**.

L'eau utilisée dans les abattoirs avicoles varie généralement entre un pH de **7 à 8**. On peut faire baisser le pH des bacs de lavage des acides tel que l'acide citrique qui est un acide organique disponible et peu coûteux dont l'effet bactéricide peut se surajouter à celui du chlore (**Russell, 2012**).

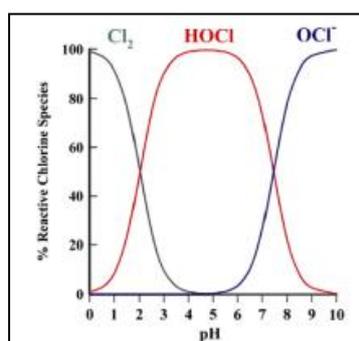


Figure N°2 : Courbe de concentrations des différentes formes hypochlorite, acide hypochloreux et dichlore en fonction du pH (**Joffin ; 1996**)

I.3. Influence de la concentration :

La **FSIS-USDA** exige un minimum de **20 ppm** de chlore dans le bac de lavage de refroidissement et un maximum de **50 ppm** (**Russell, 2012**). L'élimination bactérienne est grandement dépendante de la concentration du chlore utilisé et du temps de contact. L'efficacité du chlore vis-à-vis des pathogènes dépend de la concentration (plus exactement du chlore libre résiduel) ainsi que du temps de contact.

Par exemple : La réduction bactérienne est plus grande dans les bacs de refroidissement que dans le système par aspersion à cause du temps de contact plus élevé dans le bac (**45-60 minutes**) (**Russell, 2012**).

L'effet bactéricide est directement proportionnel à la concentration du chlore libre biodisponible.

Exemple :

- ∅ **10 ppm** de chlore libre biodisponible peut éliminer la salmonelle en **120 mn** et Campylobacter en **113 mn** (Yang et al., 2001).
- ∅ **30 ppm** produit le même résultat en **6 min** pour Salmonelle et **15 min** pour Campylobacter.
- ∅ **A 50 ppm**, Salmonelle est éliminée en **3 min** et Campylobacter en **6 min** (Yang et al., 2001).

La charge en matière organique est un facteur important et c'est elle qui conditionne la concentration en chlore. Dans l'eau de boisson où il y a absence de matière organique, **0.5 ppm** suffisent à éliminer les bactéries, en revanche **50 ppm** sont requises dans les bacs de refroidissement là ou de grandes quantités de matières organiques sont présentes (USDA-FSIS).

I.4. Influence de la charge organique :

La principale caractéristique à prendre en compte lors de l'utilisation du chlore en tant que désinfectant est la charge organique présente dans le bac. En effet, le chlore (acide hypochloreux ou ion hypochlorite) est très réactif et oxyde très rapidement beaucoup de substances, tels que les graisses, le sang, du matériel fécal ou les protéines (Axtell et al., 2006)

Des facteurs tels qu'une mauvaise saignée, des températures d'échaudage très élevées, des mauvais lavages des carcasses pendant et après éviscération, la présence de résidus fécaux sur la peau des volailles, contribuent d'une façon très importante à la charge organique.

Toute addition de chlore à ce moment-là, est rapidement consommée et devient non disponible pour la désinfection. Si la demande en chlore pendant cette phase est non satisfaite on ne peut obtenir du chlore libre résiduel.

Selon Tsai et al. (1992) le système de lavage dans des abattoirs avicoles à une demande en chlore de **400 ppm** dépasse de loin les **50 ppm** autorisées par la FSIS-USDA.

Pour optimiser l'utilisation du chlore, des efforts doivent être faits pour réduire la charge organique dans les bacs de lavage ainsi que l'utilisation d'une eau fraîche et potable.

I.5. Mode d'action germicide du chlore :

L'acide hypochloreux est la principale molécule à activité antimicrobienne, non ionisé à pH acide. Il pénètre à travers la membrane dans différents microorganismes et se dissocie à l'intérieur en acidifiant le cytoplasme (**Eiffert and Sanglay, 2002**).

L'acide hypochloreux détruit les cellules bactériennes, par l'inhibition de certaines enzymes importantes du métabolisme du glucose (**Eiffert and Sanglay ; 2002**).

D'autres modes d'action ont été proposés pour le chlore, incluant :

1. La perturbation de la synthèse protéique,
2. La décarboxylation oxydative des acides aminés en nitrites et en aldéhydes,
3. Des réactions avec les acides nucléiques, spécialement les purines et pyrimidines entraînant des lésions de l'ADN,
4. L'inhibition de la captation de l'oxygène et de la phosphorylation oxydative,
5. La formation de dérivés chlorés de cytosine toxiques pour la cellule microbienne,
6. Et l'apparition d'aberrations chromosomales, rendant impossible toute réparation ultérieure.

Tous les points énumérés ci-dessus font que les bactéries ne peuvent développer de résistance vis-à-vis de l'acide hypochloreux (**Mariott 2006**).

II. Risques liés à la consommation du poulet traité par le Chlore :

L'addition du chlore à l'eau et aux aliments en plus de son effet bactéricide, conduit à la formation de plusieurs dérivés chlorés tels que le Trihalométhane (**THM**). Plusieurs recherches ont évalué la toxicité de ces dérivés chlorés et leurs impacts sur la santé publique. Quelques études ont suggéré une possible relation entre ces dérivés chlorés (**THM**) et le cancer. Toutefois, cette évidence d'association n'est pas concluante concernant les niveaux de chlore utilisés dans les traitements de l'eau et dans les process alimentaires.

Le refroidissement des carcasses de poulet dans de l'eau chlorée assure une réduction importante des microbes pathogènes. Cependant, les résidus chlorés détectés dans des produits aviaires s'évaporent au moment de la cuisson.

L'exposition humaine aux dérivés chlorés à travers la consommation du poulet est minime, en effet des analyses sur l'exposition quotidienne aux dérivés chlorés (chloroforme) ont révélé que l'eau est la source prédominante à l'exposition quotidienne des dérivés chlorés et contribue pour **99%** et **0.3% à 1%** dans le poulet traité au chlore.

Le poulet refroidi par l'eau chlorée à **50 ppm** contribue seulement pour **0.3** à **1%** à l'exposition quotidienne des dérivés de chlorés (**Badaoui, 2009**). Il est clair qu'à ce niveau d'exposition la consommation du poulet traité avec des eaux chlorées (**50 ppm**) ne constitue pas un risque significatif de cancer ou d'autres pathologies.

Il est important de signaler que la santé publique gagnerait beaucoup en réduisant les pathogènes de l'eau et des aliments en utilisant de l'eau chlorée par rapport au risque de cancer encouru (**WHO, 1998**).

Le chloroforme est connu comme **THM** qui a des effets potentiellement dangereux pour la santé humaine. Il est intéressant de noter que la présence du chloroforme n'est pas limitée seulement à l'eau de boisson et au poulet traité au chlore.

Une étude a examiné et évalué la concentration d'une grande variété de produits alimentaires renfermant du chloroforme :

- Fromage cheddar (80µg/kg) (**Heikes,1987**)
- Beurre de cacahuètes (29µg/kg) (**Heikes,1987**)
- Café (80µg/kg) (**WHO,1994**)
- Muscle du poulet (17µg/kg) (**Robinson et al.1981**)

Il a été démontré que l'immersion d'une carcasse de poulet pendant **20 minutes** dans l'eau chlorée à **50 ppm** à une température de **2.5°C** conduit à l'accumulation **46 ppb** de chloroforme dans la graisse de poulet. Cette quantité est relativement très faible comparée au **300 ppb** retrouvée dans l'eau de boisson (**Robison et al., 1981**). Le blanc de poulet ne contient que **17 ppb**.

Des études ont montré que les niveaux de chloroforme diminuent fortement après cuisson du poulet, puisque le chloroforme se transforme en gaz à haute température (point d'ébullition **62°C**) (FSIS, 1994).

II.1. Toxicité :

Des études d'immuno-toxicologie effectuées par **Exon et al. (1987)** d'une part et **French (1998)** d'autre part sur des souris alimentées avec des aliments contenant de l'hypochlorite de sodium à des concentration de **30 mg/L** pendant **12 semaines** ont démontré qu'il n'y avait pas de différences statistiques observées sur la taille des ganglions lymphatiques mésentériques, la prolifération des lymphocytes, les poids de la rate et du thymus et dans les titres des anticorps entre le groupe contrôle et le groupe expérimental.

Furikawa et al. (1980) ont réalisé des études similaires avec des concentrations plus importantes (**4000 mg/L**) et pendant **92 jours** ; ils ont constaté une réduction dans la consommation d'eau, une diminution des volumes des organes (causée par la déshydratation), mais ils n'ont pas noté de changements ou un effet pathologique associé à l'ingestion de concentration extrêmement élevées d'hypochlorite de sodium.

De même **Daniel et al. (1990 & 1991)** n'ont observé aucun effet toxique ou de lésions détectées sur des souris abreuvées en eau supplémentée en hypochlorite de sodium à **200 mg/L**, sauf une diminution dans la consommation d'eau.

II.2. Effet carcinogène à long terme d'exposition :

De l'hypochlorite de sodium à **100 mg/L** a été administré chaque jour à des rats pendant toute leur vie, pour 7 générations consécutives, les auteurs n'ont observé aucun changement dans la vie, la croissance des fœtus, ni dans la fertilité des différentes générations observées. L'analyse du foie et du rein n'a révélé aucun changement et le taux de tumeurs malignes observé était identique aux groupes témoin (**Druckey, 1968**).

Plusieurs études sur le développement, sur l'effet tératogénique, mutagène ou carcinogène n'ont montré aucun risque significatif en relation avec la concentration d'eau chlorée ou ses dérivés chlorés avec des niveaux acceptables pour l'eau potable (**Carlton et al., 1986**).

Les seuls effets négatifs ont été seulement observés quand les doses administrées étaient de **1000 à 10 000 fois** supérieures à celles recommandées par les organismes officiels (**OMS 5mg/L**) pour l'eau potable, consommée quotidiennement.

La consommation du poulet de chair traité dans des bacs de refroidissement par le chlore exposerait le consommateur à une dose de **100 à 300 fois** moins importante de chloroforme que celle obtenue par la consommation quotidienne de l'eau de boisson (**Badaoui, 2009**).

II.3. Conclusion :

Les avantages et les inconvénients de l'utilisation de l'hypochlorite de sodium dans le traitement de la volaille sont repris dans le **Tableau N°2 (Mariott 2006)**.

Tableau N°2 : Avantages et les inconvénients liés à l'utilisation de l'hypochlorite de sodium dans le traitement de la volaille (Mariott, 2006)

AVANTAGES	INCONVENIENTS
Faible coût	Activité fortement influencée par le pH
Familier : a fait ses preuves en industrie	Agent irritant
Relativement non toxique	Inactivé par la matière organique
Large activité germicide	Moins actif à basse température
Efficace à faible concentration	Sous-produits présumés cancérigènes
Les bactéries ne peuvent pas devenir résistantes	Corrosivité élevée
Tue les bactéries de plus d'une façon	Non accepté au Canada et en Europe

Chapitre III :

Décontamination par le mélange

*Acide peracétique/Peroxyde
d'hydrogène (P3-Oxonia)*

I. Traitement au mélange Acide peracétique/Peroxyde d'hydrogène (P3 Oxonia) :

I.1. Chimie et Composition du P3 Oxonia :

C'est un mélange de 3 molécules actives ; Acide peracétique **4.9%**, Peroxyde d'hydrogène **2.5%**, Acide acétique **6.7%**. (Fiche Technique Ecolab : Voir l'Annexe III)

L'Acide peracétique :

C'est le peroxyde de l'acide acétique, formé par la réaction de l'acide acétique et du peroxyde d'hydrogène (Alasri et al, 1992)

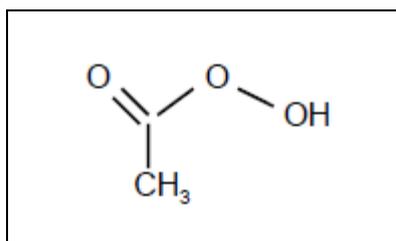
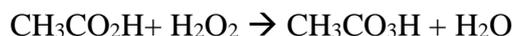


Figure 03 : Acide peracétique (EFSA, 2005)

Il a un pH acide inférieur à 2 ($\text{pK}_a = 8.2$) et il est soluble dans l'eau et les solvants organiques polaires (Kitis, 2004)

Les propriétés biocides de l'acide peracétique ont été identifiées pour la première fois en **1902**, mais il n'est devenu disponible pour l'utilisation qu'au environ de **1990** (Block, 2001)

L'Acide peracétique a été autorisé pour la désinfection des surfaces sans nécessiter de rinçage au regard de son absence de goût, d'odeur et de toxicité (Block, 2001) (Dychdala, 1988).

En industrie, l'acide peracétique est utilisé en association avec le peroxyde d'hydrogène, l'acide acétique et l'eau. (Alasri et al, 1992.) L'acide Acétique est utilisé en tant qu'acidifiant du milieu (EFSA, 2005).

Le Peroxyde d'hydrogène est utilisé en tant que désinfectant. La combinaison de l'acide peracétique et le peroxyde d'hydrogène a un effet synergique, ce qui permet de réduire la concentration des deux désinfectants ainsi que leurs coûts respectifs. **(Lillard, 1988.)**

Le maximum de concentration autorisé du mélangeur chimique est de 220 ppm d'acide peracétique et 120 ppm pour le peroxyde d'hydrogène en application dans les bacs d'immersion **(FDA, 2019)**

La désinfection par l'acide peracétique est basée sur la libération de l'oxygène actif causant l'oxydation des protéines et des enzymes **(Liberti et al, 1999.)** Après destruction des membranes des cellules bactériennes.

L'acide peracétique a un effet désinfectant élevé contre les bactéries, les virus, les spores et les kystes des protozoaires **(Liberti et al, 1999.) (Rudd et al, 1989.)**.

L'acide peracétique en tant que désinfectant est actif à des différentes températures. Toutefois la réduction bactérienne la plus importante est observé à haute température **(Stampi et al, 2001)**.

A l'inverse de l'hypochlorite de sodium le mélange acide peracétique/peroxyde d'hydrogène résiste à la destruction par la matière organique **(Brinez et al, 2006)**.

L'avantage de l'utilisation de l'acide peracétique dans les bacs d'immersion refroidis est l'absence de tout toxique ou de résidu mutagène **(Baldry et al, 1988)**.

Il y a généralement présence de sous-produits formés, principalement des acides carboxyliques issus de l'oxydation de la matière organique **(Monarca et al, 2002.)**.

I.2- Mécanisme d'action, les sous-produits formés et résidus après traitement :

Les micro-organismes sont tués par l'oxydation de la membrane cellulaire externe **(USDA, 2002d)**. Un mécanisme secondaire pourrait être l'acidification de la surface de la carcasse **(SCRH, 2003)**.

II. Evaluation du risque lié à l'utilisation du mélange Acide peracétique/Peroxyde d'hydrogène (P3 - Oxonia) :

II.1. Sous-produit et résidus formés après traitement :

Lors de l'application sur les carcasses, l'acide acétique, l'eau et l'oxygène sont générés en tant que produits de dégradation naturelle (EFSA, 2005).

a) Les réactions de l'acide peracétique sur les protéines, les peptides et les acides aminés :

Les acides aminés soufrés des protéines sont sensibles à l'oxydation par des réactifs de type peroxyde, comme le peroxyde d'hydrogène, présent dans la solution de l'acide peracétique. Par exemple : la cystine est oxydée seulement en partie en acide cystéique alors que la méthionine est oxydée en sulfoxyde de méthionine et de produire également une quantité mineure de sulfone de méthionine (Slump et Schreuder, 1973) (Strange, 1984).

b) Les réactions des composés de l'acide peracétique sur les lipides dans les carcasses de volaille :

L'application de la solution de l'acide peracétique peut provoquer l'oxydation des lipides, en particulier par l'action du peracide et le peroxyde d'hydrogène, qui sont des agents puissants d'oxydation des acides gras insaturés avec une ou plusieurs doubles liaisons (Rhee et al., 1989).

Ecolab, 2004 a analysé le potentiel d'oxydation des acides gras insaturés, en mesurant les substances réactives à l'acide thiobarbiturique (TBARS) ainsi que la modification des profils d'acides gras. Les carcasses de poulet ont été traités avec 200 ppm d'acide peracétique par aspersion ou par immersion pendant 60 minutes. Dans le deux cas (aspersion et immersion) les échantillons et leurs contrôles ont été cuits à 90-95°C pendant 45 minutes et par la suite analysées.

Les résultats de ces analyses n'ont montré aucune altération significative des valeurs de TBARS ou les profils d'acides gras lorsque l'on compare les échantillons traités, qu'ils soient crus ou cuits, avec des témoins respectifs. (EFSA, 2005).

II.2- Évaluation des résidus après exposition de la carcasse de volaille au mélange acide peracétique/peroxyde d'hydrogène

Les résidus dans les carcasses de volailles ont été évalués après le traitement par le mélange de désinfection **acide peracétique/peroxyde d'hydrogène (Ecolab, 2004)**.

Les carcasses de poulets ont été traités avec 200 ppm d'acide peracétique et 120 ppm de peroxyde d'hydrogène par litre pendant 15 s à la température ambiante suivie d'une immersion pendant 60 min à $<4^{\circ}\text{C}$.

Les concentrations de l'acide peracétique et peroxyde d'hydrogène ont été à déterminée 2,5 minutes et 10 minutes après l'achèvement du traitement de refroidissement la concentration de l'acide peracétique été inférieurs à la limite de détection de 1 ppm / L.

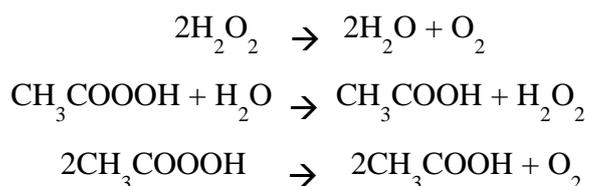
Sur la base de ces résultats, le **SCVPH (2003)** estime que les résidus d'acide peracétique et de peroxyde d'hydrogène, 2 min après le traitement de décontamination, serait $<0,25$ mg par kg de carcasse.

En se basant sur les données de consommation de la viande chez les adultes européens, comme indiqué ci-dessus, l'exposition alimentaire potentielle à l'acide peracétique et de peroxyde d'hydrogène pour un individu de 60 kg serait à $0,63 \mu\text{g} / \text{kg}$ de poids corporel / jour. Il est évident que tout traitement de lavage ou cuisson de la volaille traitée par l'acide peracétique/peroxyde d'hydrogène avant la consommation ne pourrait que diminuer d'avantage la concentration des résidus présents.

En conclusion, l'exposition réelle du consommateur aux résidus de l'acide peracétique et peroxyde d'hydrogène est de loin beaucoup plus faible que les données énoncées. (**EFSA, 2005**).

II.3- Evaluation toxicologique :

L'évaluation effectuée par le **JECFA (OMS, 2005)** a montré que l'acide peracétique se décompose rapidement en acide acétique, peroxyde d'hydrogène, en eau et en oxygène lors du contact avec la matière organique.



Une étude réalisée par Tina Rodriguez (**Tina Rodrigues et al, 2011**) a été conçue pour modéliser les conditions du pire scénario d'immersion d'une carcasse de poulet à une concentration d'acide peracétique cinq fois supérieure à celle qui était autorisée. Dans cette étude, le volume de solution utilisée pour l'immersion de la carcasse de poulet a été calculé pour être environ **10 fois** supérieur au volume moyen de la solution retenue sur la carcasse de poulet.

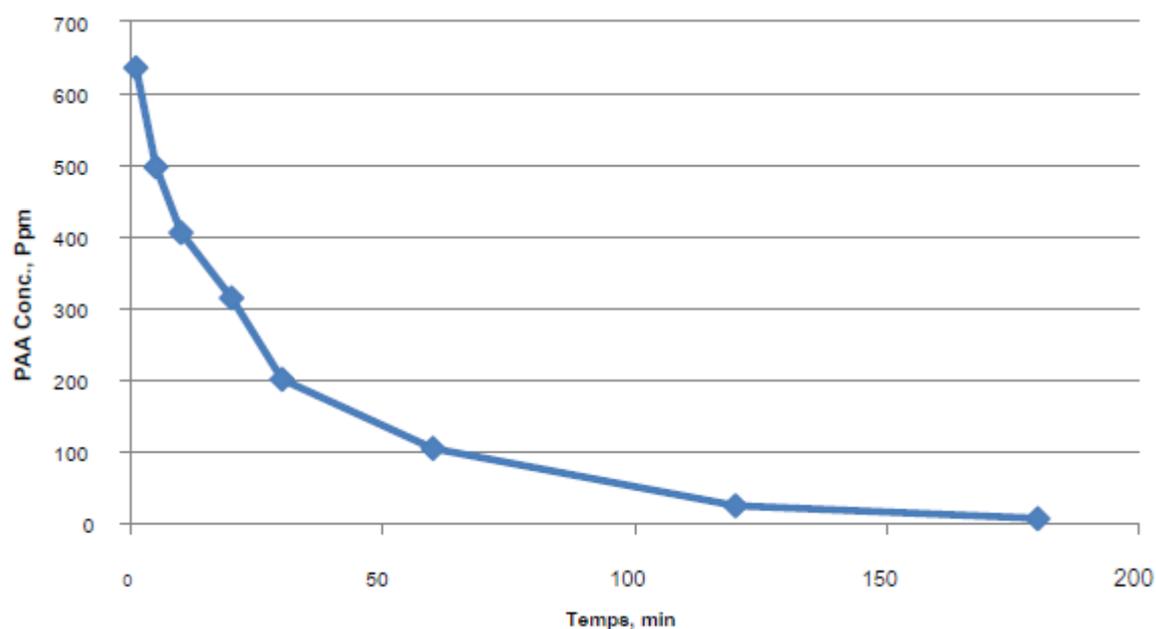


Figure 04 : Profil de diminution de l'acide peracétique au contact de la carcasse (**Tina Rodrigues et al, 2011**)

Figure ci-dessus illustre l'instabilité de l'Acide peracétique au contact de la carcasse de volaille.

Après exposition à une solution d'acide peracétique de **1000 ppm**. Une décroissance initiale de l'Acide peracétique était évidente et immédiate.

L'étude a été interrompue au bout d'environ **3 heures** en raison de l'épuisement de l'acide peracétique à une moyenne de **7,85 ppm**.

La concentration moyenne initiale d'exposition d' H_2O_2 lors de l'étude était de **67 ppm**. L'analyse a été terminée au bout de seulement **10 minutes** seulement quand il a été déterminé que tout le peroxyde d'hydrogène était épuisé.

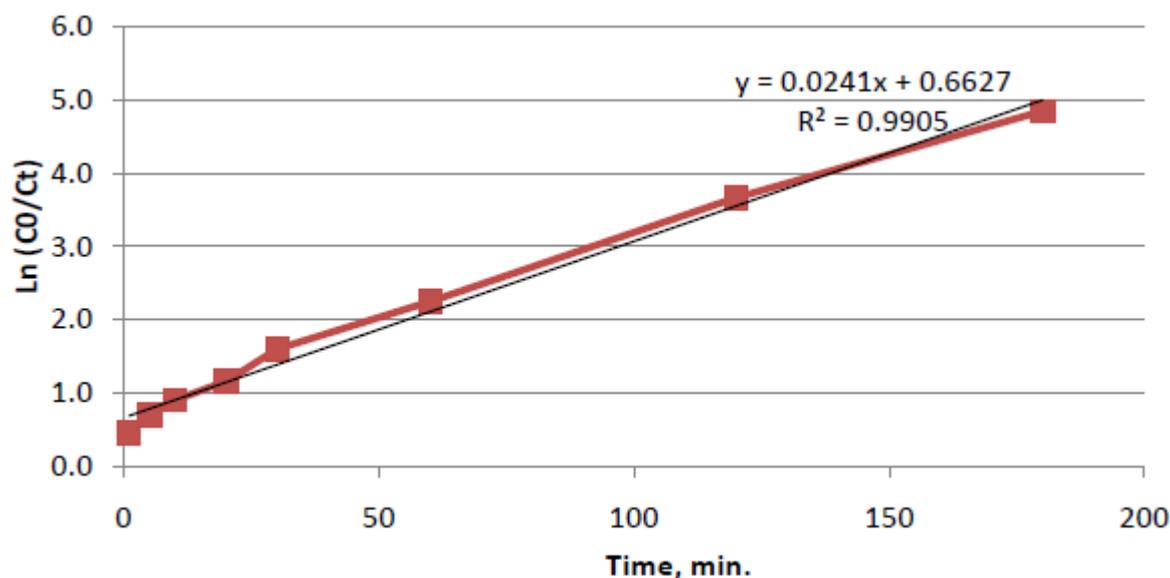


Figure 05 : cinétique de la diminution de l'acide peracétique au contact de la carcasse (**Tina Rodrigues et al, 2011**)

Figure 05 utilise les données provenant de **Figure 04** pour la détermination des constantes de décroissance cinétique.

Lorsque les données sont tracées sous forme de logarithme naturel du rapport de la concentration initiale de l'acide peracétique sur la concentration à l'instant t en fonction du temps, il y a une relation linéaire.

La régression linéaire a donné une pente de **0,0241**. Cela indique que la solution de l'acide peracétique diminue avec une constante de **0,0241/min** correspondant à une demi-vie de **28,7 minutes**.

Le coefficient de corrélation (R^2) a été calculé à **0,9905**. Ainsi, la décroissance correspond de très près à un mécanisme de diminution presque parfaite. (**Tina Rodrigues et al, 2011**)

En conclusion cette étude démontre que l'acide peracétique est instable en présence de la carcasse de volaille. Même à une concentration artificiellement élevée de l'ordre de **1000 ppm** d'acide peracétique, l'Acide peracétique décroît de façon constante. La demi-vie de l'Acide peracétique est **28,7 minutes**. Comme estimé, il n'y avait aucune présence de H_2O_2 dans les

solutions au bout de dix minutes. La courte demi-vie des composants démontre qu'il n'y a aucune possibilité de leur présence au moment où le produit pourrait atteindre le consommateur

Les aliments contenant des résidus d'acide acétique résultant de l'utilisation de solutions antimicrobiennes acide peracétique a été considérées comme sans danger pour la consommation humaine (SCVPH, 2003) (OMS, 2005).

Une étude toxicologique effectuée par SCVPH (2003) sur l'acide peracétique, cite un **DMENO** de **0,13 mg** d'acide peracétique / **kg de poids vif / jour** conduit à une augmentation accrue du poids de la rate et le taux de l'hémosidérine dans la rate chez des rats recevant le composé via l'eau de boisson pendant quatre semaines.

Pour le peroxyde d'hydrogène une **DSENO** de **26 mg / kg de poids vif/ jour** pour les mâles et de **37 mg / kg de poids vif/ jour** pour les femelles ont été évaluées après administration par voie orale pendant **90 jours** en utilisant des souris déficientes en catalase.

Après comparaison de plusieurs références toxicologiques par un panel de scientifique de l'**EFSA**, il a été conclu que les doses estimées des résidus de l'acide peracétique, du peroxyde d'hydrogène et l'acide acétique, après traitement des carcasses de volaille, sont sans danger pour le consommateur.

II.4 - Déclaration de L'EFSA sur la non-toxicité de l'acides peracétiques utiliser pour la réduction des Pathogènes de la viande de volaille :

L'**EFSA** **1 avril 2014** a déclaré que les acides peracétiques utiliser pour réduction des pathogènes de la viande de volaille ne posent pas de problèmes de toxicité :

L'utilisation des solutions contenant de l'acide peracétique pour réduire la contamination par les agents pathogènes sur les carcasses de volaille et de viande ne poseraient pas de problèmes de toxicité, c'est ce qu'a conclu l'Autorité européenne de sécurité des aliments (**EFSA**) dans un avis scientifique.

L'**EFSA** a publié l'Avis scientifique sur l'acide peracétique en réponse à une demande de la Commission européenne sur la base d'un dossier de candidature soumis par le Département américain de l'Agriculture (**USDA**) pour l'approbation des solutions d'acide peracétique

destinées à être utilisées par les entreprises alimentaires pour la réduction des agents pathogènes sur les carcasses de volaille et de viande.

L'**EFSA** a été sollicité pour évaluer les points ci-dessous après l'utilisation d'une solution aqueuse d'acide peracétique en vue de la réduction des agents pathogènes sur les carcasses de volaille et de la viande :

1. La sécurité toxicologique ;
2. Son efficacité ;
3. L'acide peracétique potentialise-t-il une réduction de sensibilité aux biocides et / ou la résistance aux antimicrobiens thérapeutiques liés à son utilisation ?
4. Le risque lié à la libération des effluents des usines de traitement dans l'environnement.

En ce qui concerne l'efficacité, l'**EFSA** a trouvé des preuves cohérentes de l'impact du traitement de l'acide peracétique sur E. coli et Coliformes lors du traitement des carcasses chaudes par trempage.

Bien que, les Autorité ont noté que la pulvérisation des carcasses chaudes semblait être moins efficace que l'immersion en ce qui concerne la réduction des organismes indicateurs. A l'inverse, il y avait des preuves cohérentes pour une réduction pertinente des organismes indicateurs et pathogènes lors du traitement de carcasses réfrigérées ou des parties de carcasses par trempage.

Dans leur avis, les experts de l'**EFSA** ont conclu qu'il est peu probable que l'utilisation de l'acide peracétique conduise à l'émergence de la résistance aux antimicrobiens et une sensibilité réduite aux biocides.

L'**EFSA** n'a également trouvé aucun risque sur environnement lors de l'utilisation des différents composants de la solution.

Les Autorités ont suggéré la réalisation d'études de laboratoire pour confirmer qu'il n'y pas de sensibilité réduite à des biocides et / ou de la résistance aux antimicrobiens suite à l'utilisation de l'acide peracétique.

Enfin, l'**EFSA** a recommandé d'examiner les carcasses traitées à la fin de la durée de vie, afin de s'assurer que le niveau de contamination reste faible.

Partie

Expérimentale

Objectifs de l'étude :

Comme nous l'avons mentionné dans les perspectives de notre projet de fin d'étude intitulé « **Effet du rinçage des carcasses de volaille par l'Hypochlorite de Sodium et certains acides organiques sur la flore de contamination superficielle** » soutenue le 10 juillet 2019.

Nous avons étudié dans le cadre de ce travail destiné à l'obtention du titre de Master, l'efficacité d'un mélange constitué d'acide peracétique et de peroxyde d'hydrogène sur la décontamination bactérienne des carcasses de volaille durant une période allant de Juillet 2019 à Décembre 2019.

Nous avons également procédé dans le cadre de cette étude à la comparaison de l'efficacité entre le mélange Acide peracétique/Peroxyde d'hydrogène et l'Hypochlorite de Sodium Acidifié

Le travail expérimental effectué au niveau du laboratoire d'HIDAOA de l'ENSV s'articule autour de 3 points :

- ⊗ **Traitement des échantillons par l'Hypochlorite de Sodium acidifié**
- ⊗ **Traitement des échantillons par un mélange d'Acide peracétique et de Peroxyde d'hydrogène**
- ⊗ **Traitement statistique des Résultats obtenus et utilisation du test t pour la comparaison des moyennes entre :**
 - ◆ Hypochlorite de sodium acidifié / Témoin
 - ◆ Mélange Acide peracétique-Peroxyde d'hydrogène/ Témoin
 - ◆ Hypochlorite de sodium/ Mélange Acide peracétique-Peroxyde d'hydrogène

Chapitre I :
Matériels et Méthodes

I. Matériels et produits chimiques :

a. Matériels : Le matériel utilisé est décrit ci-dessous.

Matériels	
	
<p>Autoclave : <i>Pb international</i></p>	<p>Poupinel : <i>Panacea 430</i></p>
	
<p>Distillateur : <i>Assistant WD3</i></p>	<p>Stomacher: <i>Mayo. Homogenius HG400W</i></p>
	
<p>Bain Marie : <i>Mettler WNB14</i></p>	<p>pH mètre : <i>HOMA pH 210</i></p>



Etuve : Memmert UNB400, INB400, UNB200, UNB100.



Agitateur magnétique : Mellow Line, MSH basic avec barreau magnétique



Ecopipettes: 10 μ l, 50 μ l
Micropipette : Biocontrol ; 100 μ l – 1000 μ l



Vortex : Techno Kartell. TK3S



Balance : Denver Instrument MXX- 612 ;
Max 610g ; d=0.01



Matériels de dissection



Bec Bunsen



Minuteur

	
<p>Compteur de colonie <i>Funke Gerber</i></p>	<p>Pissette</p>
	
<p>Boîtes de pétri</p>	<p>Verreries de laboratoire (Becher, Erlenmeyer, fiole jaugée)</p>
	
<p>Pipettes de différents volumes</p>	<p>Poire pour pipette</p>
	
<p>Tubes</p>	<p>Papier aluminium</p>



Compresses stériles



Kit de mesure du pH et du Chlore libre de l'eau



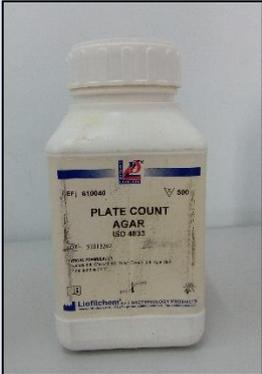
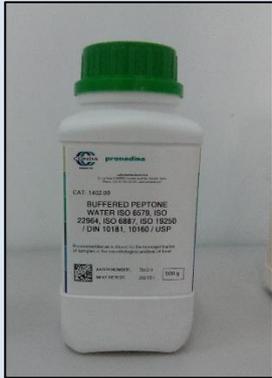
Gants

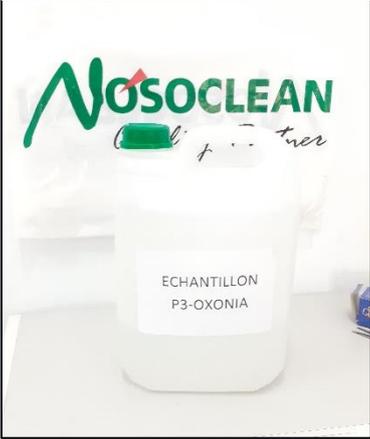
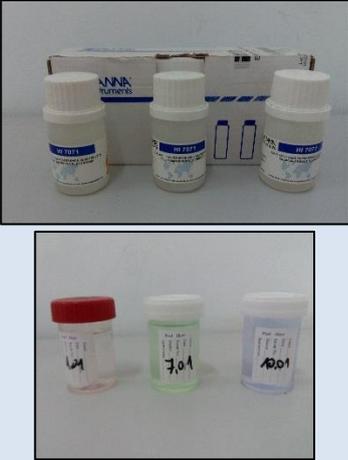


Paraffine

b. Réactifs et produits chimiques

Les réactifs et produits chimiques utilisés lors de notre expérimentation sont décrits ci-dessous.

Produits Chimiques	
	
HCl 36% ORGANICS	NaOH sous forme de pastilles 98 biochem
	
Gélose : Plate Count agar de Liofilchem sec Bacteriology Products	Eau péptonée : CONDA Pronadisa (laboratoire CONDA S.A.)
	
Acide Acétique glacial 99 -100% Chem lab	Eau de Javel Bref à 1°Chl

	
<p>P3 - OXONIA : Acide peracétique</p>	<p>Solution Tampon HANNA Instruments pH 4.0 / 7.0/ 10.1.</p>

II. Méthodes :

II.1. Choix des paramètres de l'expérimentation :

Les paramètres optimums d'utilisation de l'hypochlorite de sodium ont été déjà déterminés dans notre travail de Projet de Fin d'Etude (ZOUAMBI, 2019) nous les avons tout simplement repris dans le cadre de ce travail. Les paramètres sont les suivants :

- ⊗ Température : **4°C**
- ⊗ pH = **6.5**
- ⊗ Temps de contact : **20 minutes**
- ⊗ Concentration du chlore résiduel : **2 à 3 ppm**

On se qui concerne le mélange acide peracétique/péroxyde d'hydrogène le Panel scientifique de l'EFSA sur les additifs alimentaires considère que le traitement selon les conditions décrites ci-dessous ne posent pas de risque sur la sécurité du consommateur (EFSA, 2005)

- **220 ppm** d'Acide peracétique
- **120 ppm** de Peroxyde d'hydrogène (FDA, 2019)

II.2. Echantillonnage :

- L'échantillonnage a été réalisé de manière aléatoire dans une dizaine de boucherie de volaille du secteur d'Alger Est.
- Achats des gros cous de volaille (abattues dans les 24 à 48h).
- Les échantillons sont transportés au laboratoire dans une glacière juste après l'achat pour y être analysés.

- **Technique de prélèvement :**

Il existe différentes méthodes d'échantillonnage : Rinçage ; écouvillonnage et l'excision.

Plusieurs chercheurs affirment que le prélèvement par excision permet de trouver plus de bactéries par unité de surface que les autres méthodes (**Sharp et al., 1996 ; Simonsen, 1989**).

Toutefois dans une étude récente, un nombre similaire de bactéries a été retrouvé sur les carcasses de volaille après excision de la peau ou bien rinçage de la carcasse (**Gill et al., 2005**).

Dans notre étude nous avons opté pour le prélèvement d'une portion de peau et de muscle suivie d'un rinçage, cette procédure est plus adaptée au travail de laboratoire :

- A l'aide d'une balance de précision, 25g de peau et de fragments de muscle sont prélevés et pesés en évitant tout fragment d'os car ce sont des parties généralement aseptiques.
- Chaque cou représente 1 échantillon et nous a permis d'effectuer 3 prélèvements de 25g.

Les prélèvements sont ensuite enveloppés dans du papier aluminium et déposés au réfrigérateur à +4°C jusqu'au moment de l'analyse.

II.3. Traitement à l'Hypochlorite de Sodium acidifié et au mélange Acide Peracétique/Peroxyde d'hydrogène :

II.3.1. Préparation des solutions :

A. Solution à l'Hypochlorite de Sodium acidifié :

- Nous avons utilisé pour le traitement de nos échantillons de l'eau de Javel vendue dans le commerce à concentration de **15°Chl**.
- La solution préparée devait avoir suffisamment d'Hypochlorite de sodium pour qu'à la fin du traitement de l'échantillon (immersion), le taux de chlore résiduel de la solution ne doit pas dépasser **3 ppm**.
- Après plusieurs essais, nous avons retenu une solution contenant **1700µl** d'eau de Javel à **15°Chl** dans **1 litre** d'eau distillée à une température de + **4°C** pour une masse organique de **50g**.

Nous avons voulu chercher à combien correspond **1700µl d'Hypochlorite de sodium** dans 1 litre d'eau :

Sachant que nous travaillons avec une concentration de **15°Chl** qui correspond à :

$$15 \times 0.317 = \mathbf{4.8\% \text{ de chlore actif (Avec } 1^\circ\text{Chl} = 0.317\% \text{ c.a)}}$$

Ce qui est l'équivalent de **48 000 ppm**.

Il est possible de déterminer à combien de ppm d'hypochlorite de sodium correspondent **1700µl** dans 1 litre d'eau :

- Pour ce faire la règle de $C_1V_1 = C_2V_2$ est appliquée (**Formule N°1**)

$$48\,000 \text{ ppm} \times 1700\mu\text{l} = C_2 \times 1000 \text{ ml} (= 1\,000\,000 \mu\text{l})$$

$$C_2 = (48\,000 \times 1700) / 1.000.000$$

$$C_2 = \mathbf{81.6 \text{ ppm} \approx 82 \text{ ppm}}$$

Chapitre I : Matériel et Méthode

Ainsi, 82 ppm d'Hypochlorite de sodium correspondent à notre préparation de départ avant de plonger le poulet dans la solution.

Dès que le poulet est introduit dans la solution de 82 ppm, la concentration du Chlore commencera à diminuer au fur et à mesure, jusqu'à ce qu'à la fin de l'expérimentation où ne persistera qu'une concentration variant entre 2 et 3 ppm.

Nous avons utilisé une solution d'HCl pour faire baisser le pH, car l'Hypochlorite de sodium que nous avons utilisé est conservé à pH très basique (pH =12) pour augmenter sa stabilité.

- Méthode de préparation de la solution d'HCl (1 Normale) :

Le flacon d'HCL à 36% à une densité de 1.18

C'est-à-dire 1L pèse 1180g

HCL = 1 mol = 1 Normalité (le nombre de proton H⁺ libéré par mole)

- Mesure de la masse de HCL contenue dans le flacon à 36% :

1 L → pèse 1180g

Donc 36% des 1180g représentent la masse de l'HCL

$$m = (36 \times 1180)/100 = 424.8 \text{ g}$$

Mesure du nombre de moles contenues dans le flacon à 36% :

Calcul de la masse molaire du HCL :

$$M_{\text{HCl}} = M_{\text{H}} + M_{\text{Cl}} = 1 + 35.46 = 36.46 \text{ g/mol (Formule N°2)}$$

$$n = m/M \text{ (Formule N°3)}$$

$$n = 424.8/36.46$$

$$n = 11.65 \text{ moles}$$

Calcul du volume nécessaire pour faire une solution 1 fois normale :

$$N_1 V_1 = N_2 V_2 \text{ (Formule N°4)}$$

$$11.65 \times V_1 = 1 \times 1000 \text{ ml}$$

$$V_1 = 1000/11.65$$

$$V_1 = \mathbf{85.83 \text{ ml} \approx 86 \text{ ml}}$$

- Donc pour fabriquer une solution d'HCl 1 fois normale à partir de notre flacon à 36% :

On prélève 86 ml à l'aide d'une pipette qu'on verse dans une fiole jaugée d'1 L puis on complète le volume restant jusqu'au trait de jauge avec de l'eau distillée.

Cette solution va nous permettre d'acidifier notre solution à une valeur de pH = 6.50

B. Solution aux acides organiques :

Nous avons calculé à combien correspond **220 ppm d'Acide Peracétique** dans 1 litre d'eau :

Sachant que nous travaillons avec une concentration de **4.9 % (Voir fiche technique, Annexe 00)** qui correspond à :

Ce qui est l'équivalent de **49 000 ppm**.

Il est possible de déterminer à combien de de ml d'acide peracétique correspondent **220 ppm** dans 1 litre d'eau :

- Pour ce faire la règle de $C_1V_1 = C_2V_2$ est appliquée (**Formule N°1**)

$$49\,000 \text{ ppm} \times V_1 = 220 \text{ ppm} \times 1000 \text{ ml}$$

$$C_1 = (1000 \text{ ml} \times 220 \text{ ppm}) / 49\,000 \text{ ppm}$$

$$C_2 = \mathbf{4.49 \text{ ml} \approx 4,5 \text{ ml}}$$

Donc on met 4,5 ml du mélange Acide peracétique/Peroxyde d'Hydrogène dans 1L d'eau distillée

II.3.2. Traitement des échantillons :

A- Technique de traitement :

Nous avons pris 27 échantillons :

- Un échantillon = 1 cou (75g) = 3prélèvements de 25g
- Les prélèvements sont débarrassés du papier aluminium, puis emballés individuellement (25g) et proprement (à l'aide de gants) dans des compresses stériles.
- Pour chaque échantillon, 1 prélèvement servira de témoin et un autre sera plongé dans la solution d'hypochlorite de sodium acidifié préalablement préparée et sous agitation (Agitateur magnétique) et 1 autre dans une solution d'acide peracétique et de peroxyde d'hydrogène à 220 ppm
- Les 2 prélèvements sont retirés après une durée de 20 mn.
- Après le traitement dans les solutions de l'hypochlorite de sodium et dans le mélange d'acide peracétique/ peroxyde d'hydrogène, les prélèvements sont débarrassés de leur compresse stérile de manière aseptique devant un bec bunsen et à l'aide d'une pince stérile.
- Ils sont placés directement et individuellement dans un sac Stomacher avec 225 ml d'eau peptonée tamponnée stérile à 1%, afin d'être homogénéisés pendant 5 minutes constituant ainsi la solution mère (**Institut Pasteur, 1999**).

Remarque :

L'eau peptonée est préalablement préparée au laboratoire, tamponnée et autoclavée selon la méthode décrite par le fournisseur (Annexe n°II : Notice Eau peptonée)

B- Analyse du chlore résiduel :

Pour apprécier le degré du chlore résiduel, 10 ml de la solution d'hypochlorite de sodium ayant servi au traitement des échantillons sont prélevés et versés dans le flacon fourni avec le réactif de dosage, puis on rajoute un comprimé du réactif **DPD (La diéthyl-p-phénylène-diamine)**, la lecture est réalisée 2 minutes après.

Méthode de d'évaluation du chlore résiduel :

Le chlore libre réagit avec le DPD dans une solution tampon pour produire une coloration rose. L'intensité de la coloration est proportionnelle au chlore libre résiduel.

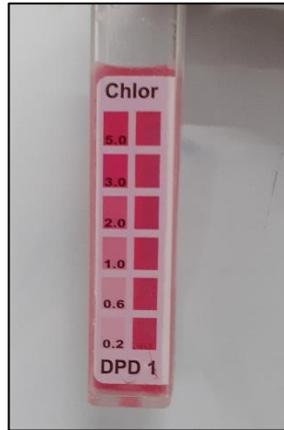


Figure N°6 : Dosage du chlore résiduel dans la solution d'hypochlorite de sodium acidifiée en utilisant la méthode DPD

- Les valeurs varient entre **2 et 3 ppm.**

C- Analyse microbiologique : Recherche de la flore mésophile aérobie totale

La recherche de la FAMT est réalisée selon le protocole décrit dans le Guide pratique d'analyse microbiologique des denrées alimentaires (**Institut pasteur, 1999**)

- La solution mère est utilisée pour la préparation des dilutions décimales allant de 10^{-2} à 10^{-5} .
- 1ml de suspension est déposé au centre d'une boîte de pétri stérile, puis il est recouvert, en surface, de 25 ml de gélose standard **PCA : Plate Count Agar.**

Remarque :

*La gélose est préalablement préparée au laboratoire, tamponnée et stérilisée selon la méthode décrite par le fournisseur (**Annexe n°II : Notice PCA**).*

- La gélose est préalablement fondue et refroidie à une température d'environ 45°C.

- Après homogénéisation, le contenu de la boîte est mélangé avec la gélose fondue et la suspension avec des mouvements circulaires décrivant le chiffre « 8 » sur la paillasse
- Après refroidissement et solidification de la gélose, les boîtes de pétri sont placées dans une étuve à 35 ± 2 °C pendant 24 heures.

Remarque :

Lors de la réalisation des dilutions décimales, entre chaque dilution, il est impératif de changer de pipette. Cependant, lors de l'ensemencement, il est recommandé de commencer par la plus haute dilution pour ne pas changer de pipettes (**Institut Pasteur ; 1999**).

Toutes ces opérations se déroulent autour d'un bec bunsen dans un cône de stérilité de rayon de 20 cm engendré par celui-ci. La paillasse doit être préalablement désinfectée et le matériel doit être stérilisé.

D- Expression des résultats :

Après incubation de 24 heures le comptage de colonies est effectué. Le dénombrement des boîtes se fait manuellement sous compteur de colonie.

Les résultats sont exprimés en nombre de colonies /gramme de carcasse (UFC/g).

- ❖ *Voir les tableaux de résultats N°1 : Population bactérienne après immersion dans une solution d'hypochlorite de sodium acidifiée dans l'Annexe IV.*
- ❖ *Voir les tableaux de résultats N°2 : Population bactérienne après immersion dans une solution de mélange acide peracétique/peroxyde d'hydrogène dans l'Annexe IV.*

Pour déterminer le nombre estimé de la flore aérobie mésophile totale dans 1 gramme d'aliment il faut donc retenir les dénombrements de boîtes contenant entre 30 et 300 colonies obtenues (**Guiraud, 2003**).

Pour chaque micro-organisme caractéristique, le nombre de micro-organismes par gramme 0d'échantillon est exprimé selon la **Formule N°2** :

$$N = \frac{\sum C}{(n_1 + 0.1 n_2)d_1}$$

N : Nombre d'UFC par g ou par ml de produit initial ;

$\sum C$: Sommes des colonies des boites interprétables ;

V : Volume de solution déposée (ml) ;

n₁ : Nombre de boites considérées à la première dilution retenue ;

n₂ : Nombre de boites considérées à la deuxième dilution retenue ;

d₁ : Facteur de la première dilution retenue ;

Dans le cas où le nombre de colonies était inférieur à 30 et supérieur à 300, nous avons appliqué la méthode de calcul préconisée dans le manuel de laboratoire (Microbiological examination methods of food and water) par **Neusely Da Silva et al. 2013**.

Le nombre d'UFC trouvé est converti en log UFC/g pour les calculs ultérieurs

❖ *Le Test statistique de comparaison de moyenne utilisé par la suite est le : Test de Student (Test t)*

Chapitre II :
Résultats et Discussion

I. RESULTATS :

I.1. Description des résultats :

Le nombre d'échantillon utilisé dans notre étude est de **N= 27**

Les résultats des analyses microbiologique figurent dans le **Tableau n°1, 2, 3** de l'Annexe IV

A- Traitement à l'Hypochlorite de Sodium acidifié :

Tableau n°3 : Statistique descriptive des échantillons traités par l'Hypochlorite de Sodium acidifié

Variable	N	Moyenne	Erreur type	Ecart type	Minimum	Median	Maximum
Témoin	27	5,576	0,133	0,691	4,170	5,460	6,500
Hypochlorite de sodium acidifié	27	5,048	0,158	0,823	3,500	5,140	6,480

- **Témoins :**

La moyenne de contamination pour les prélèvement non traités (**Témoin**) est de **5,58±0,13 log UFC/g**.

Le minimum de contamination est de **4,17 log UFC/g** et le maximum observé est de **6,50 log UFC/g**.

Ces résultats démontrent que la contamination est **Variable** d'un échantillon à l'autre.

- **Echantillons traités par l'Hypochlorite de sodium acidifié :**

Les échantillons traités par l'Hypochlorite de sodium acidifié à **pH≤ 6.5** pendant **20 minutes** d'immersion ont révélé une contamination résiduelle moyenne de **5,05 ± 0,158 log UFC/g**

Le minimum de **3,5 log UFC/g** et un maximum atteignant **6,5 log UFC/g**.

B- Traitement au mélange « Acide peracétique/peroxyde d'hydrogène »:

Tableau n°4 : Statistique descriptive des échantillons traités par le mélange acide peracétique/peroxyde d'hydrogène

Variable	N	Moyenne	Erreur type	Ecart type	Minimum	Median	Maximum
Témoin	27	5,576	0,133	0,691	4,170	5,460	6,500
P3-Oxonia	27	5,030	0,112	0,584	3,700	5,030	5,860

- **Echantillons traités par le mélange acide peracétique/peroxyde d'hydrogène :**

Les échantillons traités par le mélange acide peracétique/peroxyde d'hydrogène pendant **20 minutes** d'immersion ont montré une contamination résiduelle moyenne de **5,03 ± 0,12 log UFC/g**.

Le minimum révélé dans cette troisième expérimentation était de **3,7 log UFC/g** et maximum obtenu est de **5,9 log UFC/g**.

I.2. Discussions des résultats :

Les résultats obtenus démontrent que l'efficacité du traitement est Variable et dépend de plusieurs facteurs, tels que **la nature et la concentration de la molécule, le pH du milieu** ainsi que **le temps d'immersion**

- Pour l'Hypochlorite de sodium acidifié la réduction bactérienne est de **0,53 log UFC/g** avec maximum de réduction qui pouvait aller jusqu'à **3 log UFC/g**.
- Le Mélange Acide peracétique/Peroxyde d'hydrogène donne une réduction bactérienne moyenne de **0,55 log UFC/g** et un maximum pouvant atteindre **2,8 log UFC/g**.

Ces résultats démontrent que la réduction moyenne pour les deux traitements n'est pas très élevée et que l'efficacité des deux molécules NaOCl acidifié et le mélange (d'acide peracétique/ peroxyde d'hydrogène) **est à peu près identique**.

A- Traitement à l'Hypochlorite de Sodium acidifié :

L'utilisation du **test t** pour la comparaison des moyennes entre les échantillons témoins et ceux traités par NaOCl acidifié a montré une **différence significative** sur le plan statistique (**P < 0,05**) (**P = 0,014**) (Voir **Figure N°07**)

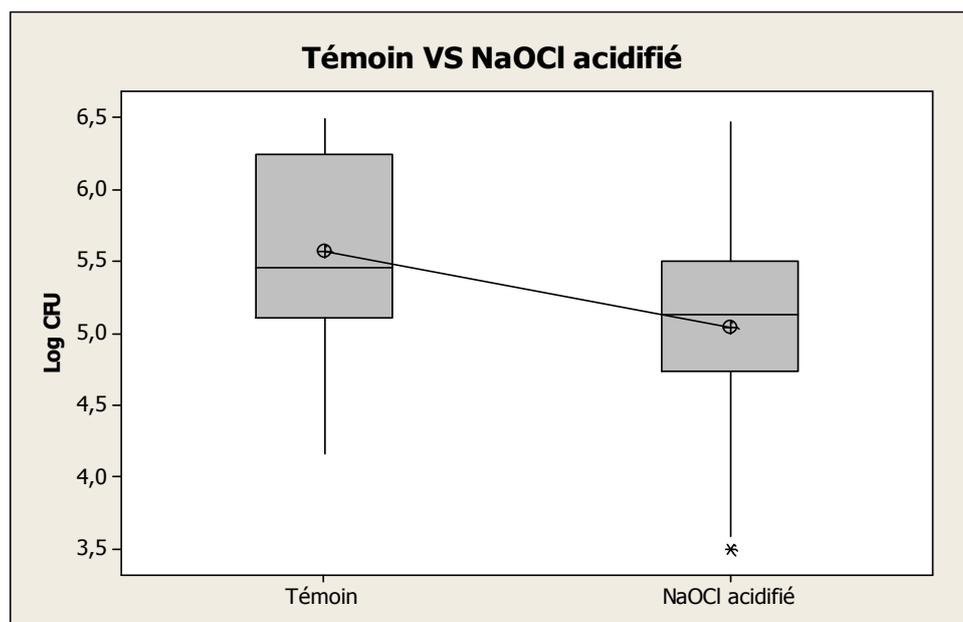


Figure N°07 : Différence des moyennes entre le Témoin et les échantillons traités par l'NaOCl acidifié

B- Traitement au mélange PPA/HP :

L'application du test t, pour la comparaison de moyennes entre les échantillons témoin et le mélange (PPA/HP), a montré une différence très significative (**P= 0,003**). (Voir **Figure N°08**)

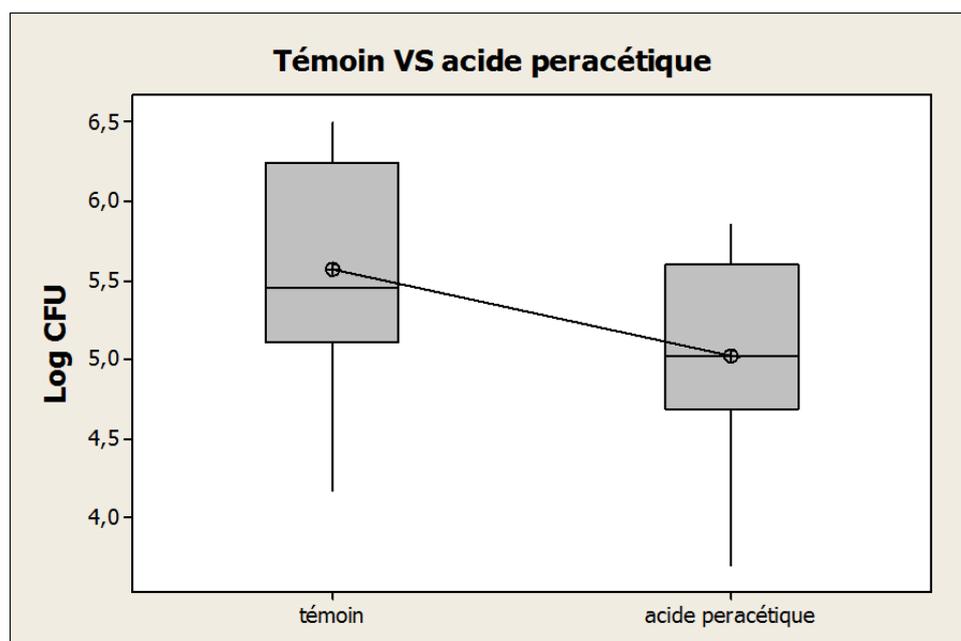


Figure N°08 : Différence des moyennes entre le Témoin et les échantillons traités par le mélange PAA/HP

Les deux études statistiques précédentes démontrent que les deux molécules étudiées ont une efficacité réelle si on compare les échantillons traités à leurs témoins respectifs

II. Comparaison entre les traitements à base d'Hypochlorite de Sodium acidifié et au mélange d'Acide peracétique/Peroxyde d'hydrogène :

Tableau n°5 : Statistique descriptive comparant des échantillons traités par l'Hypochlorite de Sodium acidifié et par le P3-Oxonia

Variable	N	Moyenne	Erreur type	Ecart type	Minimum	Median	Maximum
Hypochlorite de sodium acidifié	27	5,048	0,158	0,823	3,500	5,140	6,480
P3-Oxonia	27	5,030	0,112	0,584	3,700	5,030	5,860

Le même test statistique a été utilisé pour la comparaison des moyennes des traitements **NaOCl** et **PPA/HP**, révèle une différence **non significative** sur le plan statistique puis que le **p** est de **0,927** (voir **Figure N°09**)

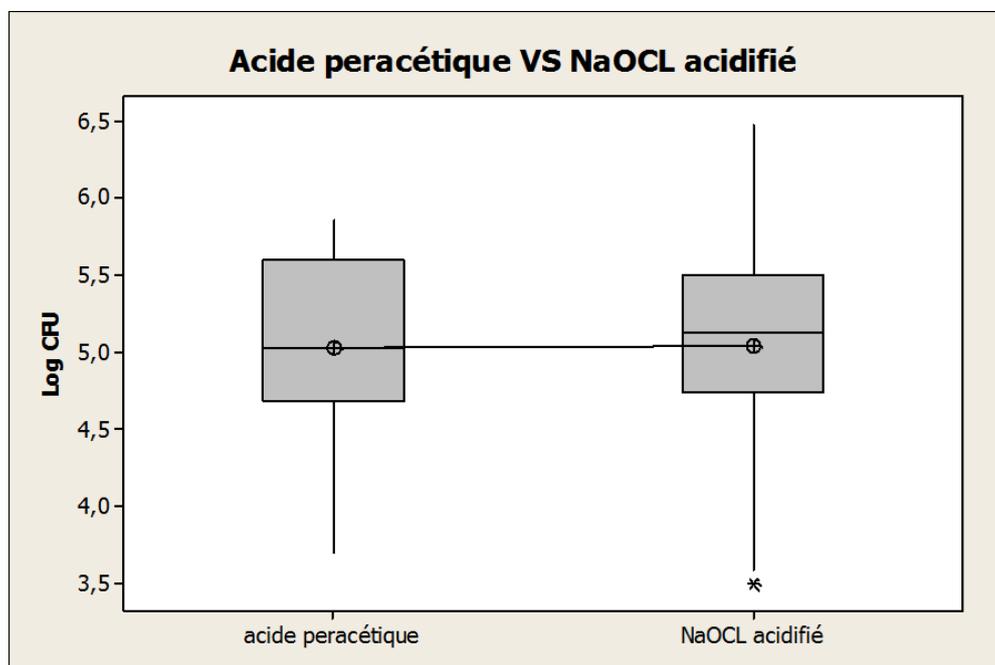


Figure N°09 : Différence des moyennes entre les échantillons traités par l’Hypochlorite de Sodium et les échantillons traité par le mélange PAA/HP

Bien que la réduction bactérienne moyenne soit **faible** pour le mélange acide peracétique/peroxyde d’hydrogène à cause du **Protocol choisi** (faible concentration du mélange), la diminution bactérienne maximale pour l’hypochlorite de sodium acidifié reste cependant **presque identique** que celle obtenue pour le **mélange (PPA/HP)**. Figure n° 10

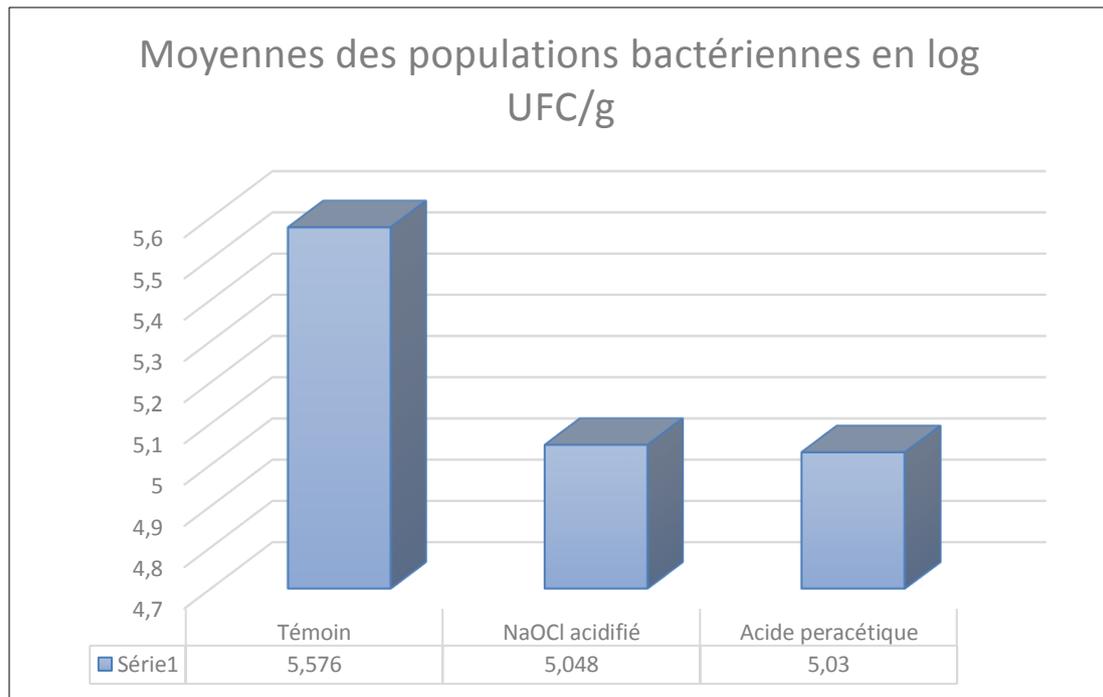


Figure N°10 : Population bactérienne dans les échantillons Témoin et les échantillons traités par l’Hypochlorite de Sodium et les échantillons traité par le mélange PAA/HP

Ces résultats ne sont pas en conformité avec ceux de **Graham Purnell et al (2014)** qui avait enregistré une réduction bactérienne **supérieure** pour le chlorite de sodium acidifié par rapport à l’acide peracétique utilisé à la concentration de **200 ppm**.

Nous relevons dans cette étude une réduction de **0,90 log UFC/g** pour *Pseudomonas* spp lorsque le **chlorite de sodium acidifié** a été utilisé et une réduction de **0,75 log UFC/g** pour *Pseudomonas* spp avec l’**acide peracétique**.

L’acide peracétique peut avoir des efficacités variables en fonction du type de bactéries et de la force de fixation bactérienne sur la surface de la carcasse.

King et al. (2005) ont montré qu’en appliquant l’acide peracétique en aspersion sur des carcasses de bovins ne permettait pas la réduction de **E.coli 0157 :H7** et de *Salmonella typhimuium* .

Cela suggère qu’il existe des microorganismes **plus sensibles** à l’acide peracétique que d’autres et le degré de fixation à la surface de la carcasse affecte l’efficacité de l’acide peracétique.

Dans les travaux de **L.J Bauermeister et al. (2008)** les résultats obtenus sont en conformité avec ceux que nous avons obtenus dans notre étude et en désaccord avec ceux de **Graham**

Purnell et al (2014) . Ils ont trouvé une meilleure efficacité de réduction bactérienne de *Salmonella* spp. et de *Campylobacter* spp. pour l'acide peracétique, supérieure à celle obtenue pour l'hypochlorite de sodium.

Nous supposons que l'hypochlorite de sodium utilisé même acidifié donnerait des résultats variables selon le type de bactéries et la méthode de traitement.

Nous avons affirmé dans notre travail de projet de fin d'étude (PFE) que la réduction de la population mésophile de surface était plus importante pour les échantillons traités avec l'hypochlorite acidifié par rapport aux échantillons traités avec de l'hypochlorite non acidifié (**ZOUAMBI, 2019**).

Le faible coût de l'hypochlorite de sodium et sa grande disponibilité sur le marché font qu'il est largement utilisé par les industries avicoles, cependant elle n'est efficace qu'à des pH acides, de plus, il ne peut être utilisé à des concentrations très élevées. Et son efficacité est également influencée par la charge organique (**Lillard, 1979**).

- L'acide peracétique utilisé en association avec le peroxyde d'hydrogène limite les effets négatifs de l'hypochlorite de sodium sur les caractères organoleptiques
- Dans notre étude ; l'efficacité du mélange Acide peracétique/Peroxyde d'hydrogène et celle de l'hypochlorite de sodium sont presque identiques. Cependant, si les paramètres de concentration du mélange étaient supérieurs, nous aurions sûrement une réduction bactérienne beaucoup plus importante.
- En effet, ces dernières années la directive **7120.1 (USDA ; FSIS, 2019)** autorise l'utilisation de l'acide peracétique jusqu'à **2000 ppm** et le peroxyde d'hydrogène à des doses de **800 ppm** pour des courtes périodes d'immersion
- Les travaux de **Nagel et al, 2013** confirment l'efficacité de l'utilisation de l'acide peracétique à des concentrations élevées. Ils précisent dans leurs travaux que la population de *S. Typhimurium* a été réduite de 2.02 et 2.14 log ufc/g en utilisant respectivement des concentrations de 400 et 1000 ppm d'acide peracétique comparé au contrôle positif (Voir **Figure n° 01 Annexe V**)

De la même façon *C. Jejuni* a été réduit de 1.93 log UFC/ml en utilisant 400 ppm d'acide peracétique et de 2.03 log UFC/ml en utilisant 1000 ppm. Pour le chlore la réduction était inférieure à 1 Log UFC/ml, (Voir **Figure n° 02 Annexe V**).

*Conclusion &
Perspectives*

Conclusion générale

Dans ce travail, nous avons comparé l'efficacité de l'hypochlorite de Sodium acidifié à celle d'un mélange d'acide peracétique/peroxyde d'hydrogène (P3 Oxonia Active) sur la décontamination des carcasses de volaille dans un bac de refroidissement.

Pour l'**Hypochlorite de sodium Acidifié** nous avons choisi les paramètres optimums d'efficacité. Ces paramètres ont été déjà établis dans notre projet de fin d'étude intitulé « Effet du Rinçage des carcasses de volaille par l'Hypochlorite de Sodium et certains acides organiques sur la flore de contamination superficielle » (ZOUAMBI, 2019). Nous avons retenu :

- Un taux de chlore résiduel compris entre **2 et 3 ppm**
- Le pH du milieu ≤ 6.5
- Un temps d'immersion de **20 minutes**

Pour le **P3-Oxonia-Active** nous avons choisi : (FDA, 2019)

- Une concentration de **220 ppm** pour l'Acide Peracétique
- Une concentration de **125 ppm** pour le Peroxyde d'Hydrogène
- Le temps d'immersion retenu est identique au premier c'est-à-dire **20 minutes**

Les résultats obtenus après traitement statistique des **27 échantillons** étudiés, ont montré une meilleure efficacité pour l'Hypochlorite de Sodium acidifié par rapport aux témoins non traités, avec une différence statistique significative ($p < 0.05$).

Le traitement par le mélange acide peracétique/peroxyde d'hydrogène des 27 échantillons a également donné des résultats montrant une efficacité élevée avec une différence statistique significative ($p < 0.05$) entre les échantillons traités et leurs témoins respectifs.

Cependant, la comparaison de l'efficacité de l'hypochlorite de sodium acidifié à celle du mélange acide peracétique/peroxyde d'hydrogène n'a pas montré une différence significative entre les deux sur le plan statistique ($p > 0.05$) bien que les résultats obtenus pour l'acide peracétique étaient légèrement meilleurs.

Cette absence de différence dans l'efficacité entre les molécules étudiées s'explique d'une part par le fait que l'hypochlorite de sodium a été utilisé sous forme acidifiée et non pas sous forme non acidifiée telle que vendue dans le commerce (forme beaucoup moins active et moins efficace) (ZOUAMBI, 2019) et d'autre part par la faible concentration du mélange acide peracétique/peroxyde d'hydrogène utilisée.

Nous supposons qu'à la suite de la mise à jour n°52 de la directive **FSIS**, 7120.1 qui permet désormais l'utilisation de l'acide peracétique et peroxyde d'hydrogène à des concentrations amplement plus grandes que la directive **7120.1 (FSIS, USDA du 10.01.2019)**.

Les résultats auraient sûrement été différents ce qui nous permet d'échafauder quelques perspectives pour l'avenir

Perspectives

Il est souhaitable d'approfondir ce sujet dans une prochaine étude par l'optimisation des paramètres d'efficacité du mélange Acide peracétique/ Peroxyde d'Hydrogène sur la décontamination des carcasses de volaille. Ces paramètres englobent essentiellement :

- La concentration du mélange à utiliser
- Le temps de traitement
- La température du milieu
- Le pH de la solution utilisé

Une fois ces paramètres définis, nous espérons mesurer l'importance du mélange sur la DLC (Durée Limite de Conservation) du poulet réfrigéré à +4° en mesurant

- L'évolution de la contamination bactérienne du produit,
- Les caractères physico-chimiques tels que les TBARS (substances réactives à l'acide thiobarbiturique) qui permettent de mesurer les produits de dégradation de la peroxydation des lipides comme le MDA (Malonaldehyde).
- Les caractères organoleptiques avant et après cuisson (Odeur, couleur, gout) évalués par un panel choisi parmi des ménagères

Références
Bibliographiques

Références Bibliographiques

A

Alasri, A., C. Roques, G. Michel, C. Cabassud, and P. Aptel. (1992). Bactericidal properties of peracetic acid and hydrogen peroxide, alone and in combination, and chlorine and formaldehyde against bacterial water strains. *Canadian Journal of Microbiology*. 38:635-642.

Anon.2003. Making the right choice- Sanitizers. St Paul, MN: Ecolab Inc

Axtell S.P., Russell SM and Berman E., 2006 : Effect of immersion chilling of broiler chicken carcasses in monochloramine on lipid oxidation and halogenated residual compound formation. *Journal of food protection*, 69,907-911.

B

Baldry, M., and J. Fraser. (1988). Disinfection with peroxygens. *Crit. Rep. Appl. Chem.* 22:91-116.

Bauermeister, L. J., J. W. Bowers, J. Townsend, and S. R. McKee. (2008): The microbial and quality properties of poultry carcasses treated with peracetic acid as an antimicrobial treatment. *Poult. Sci.* 87:390-2398

BAUERMEISTER LAURA J., WJ JORDAN BOWERS, Julie C. TOWNSEND, ET SHELLY R. M C KEE *(2007): Validating the Efficacy of Peracetic Acid Mixture as an Antimicrobial in Poultry Chillers, *journal of food protection* (page 01,02)

Benfield, R. D., 1997: *Pathogen Reduction Strategies for Elimination Foodborne Pathogens on Poultry During Processing*, M.S. thesis, Auburn University, Auburn, AL,

Bell, K. Y., C. N. Cutter, and S. S. Sumner. (1997). Reduction of foodborne microorganisms on beef carcass tissue using acetic acid, sodium bicarbonate, and hydrogen peroxide spray washes. *Food Microbiol.* 14:439-448.

Blankenship, L. C., B. G. Lyon, and C. E. Lyon. (1990) Efficacy of acid treatment plus freezing to destroy *Salmonella* contaminants of spice-coated chicken fajita meat. *Poult. Sci. Symp.* 69:20. (Abstr.)

Block, S. S. (2001). Disinfection, sterilization, and preservation. Lippincott Williams & Wilkins.

Brinez, W. J., A. X. Roig-Sagues, M. M. H. Herrero, T. Lopez-Pedemonte, and B. Guamis. (2006). Bactericidal efficacy of peracetic acid in combination with hydrogen peroxide against pathogenic and non pathogenic strains of *Staphylococcus* spp., *Listeria* spp. and *Escherichia coli*. *Food Control.* 17:516-521.

Bostan. K., Aksu. H, Ersoy. E, Ozgen. O and Ugur.M 2001: Department of food and Hygiene and technology, faculty of Veterinary, University of Istanbul, Turkey: The effect of pre-chilling with acetic and lactic acid on shelf-life of broiler carcasses. *Pakistan Journal of Biologie Science*

Byrd J. A., Hagris M., Caldwell D.J., Bailey R. H., Herron K. L., McReynolds J. L., Brews R. L., Anderson R. C., Bischoff K. M, Callaway T. R. and Kubena L.F; 2001: Effect of Lactic Acid Administration in the Drinking Water During Pre-slaughter Feed Withdrawal on *Salmonella* and *Campylobacter* Contamination of Broilers, *Poultry Science* 80: 278-283

Références Bibliographiques

C

C. James, C. Vincent, T.I. de Andrade Lima, S.J. James(2006): *International Journal of Refrigeration* 29) 847e862: The primary chilling of poultry carcassesda review

C. O. GILL, M. BADONI, L. F. MOZA, S. BARBUT, AND M. W. GRIFFITHS 2005: Microbiological Sampling of Poultry Carcass Portions by Excision, Rinsing, or Swabbing

Cah Agric 2005: 24: 161-9. doi : 10.1684/agr.2015.0752 FAO

Carlton,B.D., Barlett, P., Basaran A., Colling K., Oasis I and Smith M.K.1986: reproductive effects of alternative disinfectants. *Environ Health Perspect*, 69: 237-241.

Colin P., Salvat G. 1993: The use of HACCP system in poultry production. 11th European Symp. on the quality of poultry meat. Tours, 462-472

CSNEJ 2010. Chambre Syndicale Nationale de l'Eau de Javel - Dossier Eau de Javel - 05/2010 <http://www.eaudejavel.fr/>

D

Daniel, F.B., Ringhand,H.P., Robinson, M. Stober J.A., Olson G.R.1991: Comparative subchronic toxicitychlorine and monochloramide in the Water Works

Directive européenne 92/116/CEE du conseil de 17 décembre 1992 portant modification et mise à jour de la directive 71/118/CEE relative à de problèmes sanitaires en matière d'échanges de viandes fraîches de volaille (JO L 62 du 15.3.1993, p.1)

Druckey,H. 1968: Chlorinated drinking water, toxicity tests involving seven generations of rats. *Food Cosmet.Toxicol.* 6:147-157.

Dychdala, G. (1988). New hydrogen peroxide-peroxyacetic acid disinfectant. p. 315-342. In,4th Conference on Progresses in Chemical Disinfection Binghamton, NY.

E

EFSA (2005) Opinion of the Scientific Panel on Food Additives, Flavourings, Processing Aids and Materials in Contact with Food on a request from the Commission related to Semicarbazide in food. *The EFSA Journal* 219:1-36.
http://www.efsa.eu.int/science/catindex_en.html (page 06, 12,13,15,18,19)

Eifert, J and Sangley G 2002: Chemistry of chlorine sanitizers in food processing dairy, food and environmental sanitation. 22: 534-538.

Eurochlor.2005: Focus on chlorine science: chlorination byproducts.
<http://www.eurochlor.org/upload/documents/documents2088.pdf>.

Exon,J.H., Koller, L.D., O'Reilly, C.A. and Bercz, J.P. 1987: Immunotoxicologic evaluation of chlorine-based drinking water disinfectants, sodium hypochlorite and monochloramine. *Toxicology.*44:257-269

F

Fatemi, P., and J. F. Frank. (1999). Inactivation of *Listeria monocytogenes*/*Pseudomonas* biofilms by peracid sanitizers. *J. Food Prot.* 62:761-765.

Références Bibliographiques

FDA (2019): US FOOD & DRUG ADMINISTRATION: Secondary direct food additives permitted in food for human consumption. Peroxyacids. 21 CFR 173.370. U.S. Government Printing Office (via GPO access), Washington, D.C.:
<https://www.accessdata.fda.gov/scripts/cdrh/cfdocs/cfcfr/CFRSearch.cfm?fr=173.370>

Food Safety and Inspection Services (FSIS), USDA.1994: Assessment of the potential risk to human health from the presence of chloroform in chicken fat and skin.

Food Safety and Inspection Services (FSIS), USDA.2003: Use of chlorine to treat poultry chilled water. <http://www.fsis.usda.gov/OPPDE/rdad/FISNotices/45-03htm>

French, A.S., Copeland CB, Andrew D.L., Williams W.C., Riddle M.M. and Luebke R.W. 1998: Evaluation of the potential immunotoxicity of chlorinated drinking water in mice. Toxicity, 125-: 53-58.

FSIS DIRECTIVE 7120. (10/1/191) Rev. 52 : Safe and suitable ingredients used in the production of meat, poultry, and egg products united states department of agriculture food safety and inspection service washington, DC.

Furukawa, F., KurataY., Kokubo T. Takahashi M. and Nakadate M. 1980: Oral acute and subchronic toxicity studies for sodium hypochlorite in F344 rat Bull. Natl. Inst.Hyg. Sci.98: 62-69

G

G.C. Mead, M.H. Hinton, 1996: Microbial Control in the Meat Industry. 7. Bacterial Pathogens on Raw Meat and Their Properties, Concerted Action CT94-1456, University of Bristol Press, Bristol.

G.C. Mead, 2004: Meat quality and consumer requirements, in:G.C. Mead (Ed.), Poultry meat processing and quality, Woodhead Publishing Limited, Cambridge, pp. 1-20

Guiraud J, 2000 : microbiologie alimentaire. ED dunot, paris

Graham Purnell & Christian James & Stephen J. James & Mary Howell & Janet E. L. Corry (2014): Comparison of Acidified Sodium Chlorite, Chlorine Dioxide, Peroxyacetic Acid and Tri-Sodium Phosphate Spray Washes for Decontamination of Chicken Carcasses, Food Bioprocess Technol (2014) 7:2093–2101

H

Heikes, D.L. 1987: Pesticide and industrial chemical residues. Journal of the Association of Official Analytical Chemists, 70: 215-226

Housecroft, C E et G Sharpe G 2010 : Chimie inorganique p.186 3ème edition. De Boeck.

I

INRA. 2007. Rendre la viande de volaille plus sûre
[<http://www.science.gouv.fr/fr/actualites/bdd/res/2492/rendre-la-viande-de-volaille-plus-sure/>].

Institut pasteur, 1999 : Guide pratique d'analyse microbiologique des denrées alimentaires

Références Bibliographiques

J

JECFA (OMS, 2005). Le Comité d'experts FAO/OMS sur les additifs alimentaires

Joffin J.N. et Chevalier B; 1996 : revue de l'Union des Professeurs de Physiologie Biochimie Microbiologie l'OPÉRON XXI - N°2 - Janvier

K

King, D. A., L. M. Lucia, A. Castillo, G. R. Acuff, K. B. Harris, and J. W. Savell. (2005). Evaluation of peroxyacetic acid as a post-chilling intervention for control of Escherichia coli O157:H7 and Salmonella Typhimurium on beef carcass surfaces. Meat Sci. 69:401–407.

Kitis, M. (2004). Disinfection of wastewater with peracetic acid: a review. Environ. Int. 30:47-55.

L

Liberti, L., and M. Notarnicola. (1999) Advanced treatment and disinfection for municipal wastewater reuse in agriculture. Water Sci Technol. 40:235-245.

Lillard H. S. (1979): Levels of chlorine and chlorine dioxide of equivalent bacterial effect in poultry precessing water. J. Food Sci. 44:1594-1597.

Lillard, H. S. (1988). Effect of surfactant or changes in ionic-strength on the attachment of Salmonella typhimurium to poultry skin and muscle. J. Food Sci. 53:727-730

M

M. Malagié, G. Jensen, J.C. Graham et Donald L. Smith (consulter en mars 2019) « LES PROCÉDÉS UTILISÉS DANS L'INDUSTRIE ALIMENTAIRE Chapitre 67 - L'industrie alimentaire », l'Encyclopaedia of Occupational Health and Safety 3° édition, et révisés par Donald L. Smith :<http://www.ilocis.org/fr/documents/ilo067.htm>

MADR 2011 (Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural), Statistiques agricoles, séries A et B. Alger, Algérie.

Mahmoudi N, Yakhlef H, Thewis A, 2015: Caractérisation technico-socioprofessionnelle des exploitations avicoles en zone steppique (wilaya de M'sila, Algérie)

Marshall Douglas L. 1999 : Quality evaluation of refrigerated chicken wings treated with organic acids, Departement of Food Science and Nutrition. Mississippi State University

Marriot N.G., 2006: Principles of food sanitation. Springer Science+business Fifrh edition pages: 170-174

Monarca, S., S. D. Richardso, D. Feretti, M. Grottolo, A. D. Thruston, C. Zani, G. Navazio, P. Ragazzo, I. Zerbini, and A. Alberti. (2002). Mutagenicity and disinfection by products in surface drinking water disinfected with peracetic acid. Environ. Toxicol. Chem. 21:309-318.

N

N. Alloui, N. Guergueb et A. Ayachi ;2013 : Relation entre les pratiques d'hygiène d'abattage et la contamination bactérienne des carcasses de poulets dans la région de biskra (algérie)

Références Bibliographiques

Nagel G.M; L.J. Bauermeister, C.L. Bratcher, M. Singh, S.R. McKee □; (2013): Salmonella and Campylobacter reduction and quality characteristics of poultry carcasses treated with various antimicrobials in a post-chill immersion tank; International journal of food microbiology.

O

OMS, 2005 TRS 928. 63rd report of the Joint FAO/WHO Expert committee on food additives. WHO. Genev

R

Rhee KS, Park J, Ziprin YA (1989) Effects of low concentrations of H₂O₂ on lipid oxidation and of storage and pH on nonheme iron content of raw beef muscle. J. Food Biochem. 13: 31-38.

Rudd, T., and L. Hopkinson. (1989). Comparison of disinfection techniques for sewage and sewage effluents. Water Environ J. 3:612-618.

S

SCVPH (2003) Opinion on the evaluation of antimicrobial treatments for poultry carcasses, adopted on 14-15 April 2003.

Slump P, Schreuder HAW (1973): Oxidation of methionine and cystine in foods treated with hydrogen peroxide. J. Sci. Food Agric. 24: 657-661.

Stampi, S., G. De Luca, and F. Zanetti. (2001). Evaluation of the efficiency of peracetic acid in the disinfection of sewage effluents. J. Appl. Microbiol. 91:833-838.

Strange ED (1984) Oxidation of methionine in model systems. J. Agric. Food Chem. 32:358-363.

T

Tina Rodrigues B.Sc. Courtney Mesrobian B.A. Henry Na Ph.D Enviro Tech Chemical Services, Inc. R & D Department (2011) : Persistence of Excessive Peroxyacetic Acid and Hydrogen Peroxide (from Perasan MP-2) on Submerged Poultry

Trindade. M.A., Kushida. M, Montes Villanueva. D. N; Uenaka. D ; Pereira.S et Eduardo Lins de Oliveira. C, 2012: University of sao Paulo, Food Engineering Departement, Faculty of Animal and Food Engineering, Lima, Peru: Comparison of Ozone and Chlorine in Low Concentrations as Sanitizing Agents of Chiken Carcasses in the Water Immersion Chiller; Journal of Food Protection, Vol. 75, No. 6. 2012.

Tsai L.S., Molyneux B.T. and Schade J.E., 1992: Chlorination of poultry chiller water: Chlorine demand and disinfection efficiency, Poultry Science,71,188,194-195.

U

USDA-FSIS : United State Food and Drug Administration-Food Safety and Inspection Service (Département de l'agriculture et de la sécurité des aliments)

Références Bibliographiques

Y

Yang H, LI Y, and Jonhson M.G (2001): Survival and death Salmonella Typhimurium and Campylobacter jejuni in processing water and on chicken skin during poultry scalding and chilling, Journal of Protection,64, 770-776

Z

ZOUAMBI, R. A. (2019) : Effet du Rinçage des carcasses de volaille par l'Hypochlorite de Sodium et certains acides organiques dur la flore de contamination superficielle. PFE, ENSV.

Annexes

ANNEXES

ANNEXE I

Tableau N°01 : In C. James et al. /The primary chilling of poultry carcasses/ International Journal of Refrigeration 29 (2006) 847e862/P: 851

Data on the effects of chilling on aerobic plate counts during poultry carcass cooling					
Chilling method	Details	Sampling methods	Unit (log ₁₀ cfu)	Before chilling	After chilling
Immersion	Slush-ice 25 min	Swab breast skin	per cm ²	3.17	2.57
Combined	25 min slush ice +45 min at -7 °C air blast	Swab breast skin	per cm ²	3.17	2.64
Combined	Tap water followed by slush ice	Swab breast skin	per cm ²	3.1	2.5
Immersion	Water, 30 min 1 °C	Whole carcass rinse	per ml of rinse	3.7	1.4
	Water, 30 min 1 °C 2% solution of Protecta II	Whole carcass rinse	per ml of rinse	3.7	0.06
	Water, 3 °C 45 min	Swab test	per cm ²	3.35	2.99
	Water, 3 °C 45 min 50 ppm chlorine	Swab test	per cm ²	3.35	2.72
	Water, 3 °C 45 min 50 ppm Glutaraldehyde	Swab test	per cm ²	3.35	2.74
	Water, at least 4 °C after 1 h	Whole carcass rinse technique	per carcass	3.39	3.14
	At least 4 °C after 1 h chlorinated water (25 ppm)	Whole carcass rinse technique	per carcass	3.20	2.51
Air	Immersion	Whole carcass rinse	per carcass	7.12	5.39
	Immersion	Whole carcass rinse	per carcass	7.13	5.27
	75 min at 0-5 °C	Neck-skin 'maceration'	per g carcass neckskin	4.8	4.4
	75 min at 0-5 °C	Neck-skin 'maceration'	per g carcass neckskin	4.2	4.1
	-7 °C, 3.5 ms ⁻¹	Swab breast skin	per cm ²	3.1	2.7
	-40 °C	Swab breast skin	per cm ²	3.1	3.1
	2-3 ms ⁻¹ 2 °C 55 min		per g skin	4.77	4.78
	5-8 ms ⁻¹ 3 °C 75 min		per g skin	5.62	5.51
	2-3 ms ⁻¹ 2 °C 55 min	Visceral cavity rinse	per ml	3.75	3.73
	5-8 ms ⁻¹ 3 °C 75 min	Visceral cavity rinse	per ml	3.70	3.72
	-	Whole carcass rinse	per ml of rinse	3.81	3.23
Spray	2-3 ms ⁻¹ 2 °C 55 min		per g skin	4.73	4.29
	5-8 ms ⁻¹ 3 °C 60 min 1.41		per g skin	5.73	5.22
	2-3 ms ⁻¹ 2 °C 55 min	Visceral cavity rinse	per ml	3.70	3.69
	5-8 ms ⁻¹ 3 °C 60 min 1.41	Visceral cavity rinse	per ml	3.49	3.45

CFU, colony forming units.

ANNEXES

Tableau N°02: In C. James et al. / International Journal of Refrigeration/The primary chilling of poultry carcasses/ 29 (2006) 847e862/ P: 850

Data on the effects of chilling on coliforms and <i>Escherichia coli</i> during poultry carcass cooling					
Chilling method	Details	Sampling method	Unit (log ₁₀ cfu)	Before chilling	After chilling
Coliforms					
Immersion	30 min 1 °C	Whole carcass rinse	per ml of rinse	2.5	1.4
	30 min 1 °C 2% solution of Protecta II	Whole carcass rinse	per ml of rinse	2.5	0.04
	25 ppm chlorinated water	Whole carcass rinse	per ml of rinse	3.36	2.65
	40 min at 5 °C 45 ppm chlorinated water	Body cavity rinse	per ml of rinse		1.28 reduction
	40 min at 5 °C 45 ppm chlorinated water	Neck skin	per g carcass neckskin		1.10 reduction
	25 ppm chlorinated water	Whole carcass rinse	per ml of rinse	3.36	2.65
Air	25 ppm chlorinated water	Whole carcass rinse	per ml of rinse	3.91	2.68
	75 min at 0–5 °C	Neck-skin 'maceration'	per g carcass neckskin	5.1	4.3
	75 min at 0–5 °C	Neck-skin 'maceration'	per g carcass neckskin	5.2	5.0
	—	Whole carcass rinse	per ml of rinse	3.27	2.59
<i>Escherichia coli</i>					
Immersion	At least 4 °C after 1 h	Whole carcass rinse	per carcass	1.46	0.87
	At least 4 °C after 1 h chlorinated water (25 ppm)	Whole carcass rinse	per carcass	2.04	1.20
	20 ppm chlorinated water	Whole carcass rinse	per ml of rinse	3.2	1.8
	25 ppm chlorinated water	Whole carcass rinse	per ml of rinse	3.44	2.28
	25 ppm chlorinated water	Whole carcass rinse	per ml of rinse	2.49	1.60
	30 min 1 °C	Whole carcass rinse	per ml of rinse	2.0	0.9
	30 min 1 °C 2% solution of Protecta II	Whole carcass rinse	per ml of rinse	2.0	0
Air	75 min at 0–5 °C	Neck-skin 'maceration'	per g carcass neckskin	4.8	4.4
	75 min at 0–5 °C	Neck-skin 'maceration'	per g carcass neckskin	4.2	4.1
	—	Whole carcass rinse	per ml of rinse	3.08	2.2

ANNEXE II

© Liofilchem® - Plate Count Agar - Rev.1 / 31.08.2016

Instructions For Use
ENGLISH**Plate Count Agar**

Medium for the enumeration of bacteria in food, water and other materials, according to APHA and ISO 4833.

DESCRIPTION

Plate Count Agar is a medium used for the determination of the total microbial content from food and animal feed, water and other materials.

This medium, also known as Tryptone Glucose Yeast Agar or Casein-Peptone Dextrose Yeast Agar, complies with the specifications given by the American Public Health Association and ISO 4833.

TYPICAL FORMULA

	(g/l)
Enzymatic Digest of Casein	5.0
Yeast Extract	2.5
Glucose	1.0
Agar	15.0
Final pH 7.0 ± 0.2 at 25°C	

METHOD PRINCIPLE

Enzymatic digest of casein provides amino acids, nitrogen, carbon, vitamins and minerals for organisms growth. Yeast extract is a source of vitamins, particularly of B-group. Glucose is the fermentable carbohydrate. Agar is the solidifying agent.

PREPARATION

- Dehydrated medium** Suspend 23.5 g of the powder in 1 liter of distilled or deionized water. Mix well. Heat to boil shaking frequently until completely dissolved. Sterilize in autoclave at 121°C for 15 minutes.
- Note: ISO 4833 recommends to add 1.0 g of skimmed milk powder per liter of medium when dairy products are examined.
- Medium in tubes/bottles** Melt the content of the tube/bottle in a water bath at 100°C (loosing the cap partially removed) until completely dissolved. Then screw the cap and check the homogeneity of the dissolved medium, if it is the case turning the tube/bottle upside down. Cool at 45-50°C, mix well avoiding foam formation and aseptically distribute into Petri dishes.

TEST PROCEDURE

1. Perform serial dilutions of the test sample in order to achieve a colony count of between 15 and 300 colonies per plate. Use a suitable diluent such as Buffered Peptone Water (ref. 24099) or Maximum Recovery Broth (ref. 20071).
2. Inoculate the medium by pour plating, spread plating or membrane filtration method.
3. Incubation conditions may vary depending on the organisms under study. For a general aerobic count, incubate aerobically at 30°C for 72 hours.

INTERPRETING RESULTS

Count colonies on all plates containing 15-300 colonies. Report the count as CFU per ml of sample allowing for dilution factors.

APPEARANCE

Dehydrated medium: free-flowing, homogeneous, light beige.
Prepared medium: slightly opalescent, light amber.

STORAGE

The powder is very hygroscopic, store the powder at 10-30°C, in a dry environment, in its original container tightly closed. Store bottles, tubes and prepared plates at 10-25°C away from light. Do not use the product beyond its expiry date on the label or if product shows any evidence of contamination or any sign of deterioration.

SHELF LIFE

Dehydrated medium: 4 years.
Medium in tubes/bottles: 2 years.
Medium in slant tubes: 1 year.
Ready-to-use plates: 6 months.

ANNEXES

© Liofilchem® - Plate Count Agar - Rev.1 / 31.08.2016

QUALITY CONTROL

The medium is inoculated with the microbial strains indicated in the QC table.

Inoculum for productivity: 50-100 CFU.

Incubation conditions: aerobically at $30 \pm 1^\circ\text{C}$ for 72 ± 3 hours.

QC Table.

Microorganism		Growth
<i>Bacillus subtilis</i>	WDCM 00003	Good
<i>Enterococcus faecalis</i>	WDCM 00009	Good
<i>Escherichia coli</i>	WDCM 00012	Good
<i>Staphylococcus aureus</i>	WDCM 00034	Good
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	WDCM 00024	Good

WARNING AND PRECAUTIONS

The product does not contain hazardous substances in concentrations exceeding the limits set by current legislation and therefore is not classified as dangerous. It is nevertheless recommended to consult the safety data sheet for its correct use. The product is intended for professional use only and must be used by properly trained operators.

DISPOSAL OF WASTE

Disposal of waste must be carried out according to national and local regulations in force.

BIBLIOGRAPHY

1. EN ISO 11133:2014. Microbiology of food, animal feed and water – Preparation, production, storage and performance testing of culture media.
2. ISO 4833 (2003) Microbiology of food and animal feeding stuffs – Horizontal method for the enumeration of microorganisms – Colony count technique at 30°C .
3. Davidson, Roth, and Gambrel-Lenarz (2004) In Wehr and Frank (ed.) Standard methods for the microbiological examination of dairy products, 17th ed. American Public Health Association, Washington, D.C.
4. Kornacki and Johnson (2001) In Downes and Ito (ed.) Compendium of methods for the microbiological examination of foods, 4th ed. American Public Health Association, Washington D.C.
5. Greenberg A.E, L.S. Clesceri and A.D. Eaton (1992) Standards methods for the examination of water and wastewater, 18th ed. American Public Health Association, Washington D.C.

PRESENTATION		Contents	Ref.
Plate Count Agar	90 mm ready-to-use plates	20 plates	10032
Plate Count Agar	90 mm ready-to-use plates	100 plates	10032*
Plate Count Agar	140 mm ready-to-use plates	10 plates	10232
Plate Count Agar	55 mm ready-to-use RODAC plates	20 plates	15325
Plate Count Agar	60 mm ready-to-use plates	20 plates	163452
Plate Count Agar	Tubes	20 x 22 ml tubes	31073
Plate Count Agar	Tubes	10 x 22 ml tubes	34073
Plate Count Agar	Slant tubes	10 x 9 ml tubes	33070
Plate Count Agar	Bottles	6 x 500 ml bottles	470180
Plate Count Agar	Bottles	6 x 200 ml bottles	412260
Plate Count Agar	Bottles	6 x 150 ml bottles	401940
Plate Count Agar	Bottles	6 x 100 ml bottles	402260
Plate Count Agar	Dehydrated medium	500 g of powder	610040
Plate Count Agar	Dehydrated medium	100 g of powder	620040
Plate Count Agar	Dehydrated medium	5 kg of powder	6100405

TABLE OF SYMBOLS

LOT Batch code	 Keep away from sunlight	 Manufacturer	 Use by	 Fragile, handle with care
REF Catalogue number	 Temperature limitation	 Contains sufficient for <n> tests	 Caution, consult Instruction For Use	 Do not reuse



LIOFILCHEM® s.r.l.

Via Scozia zona ind.le, 64026 Roseto degli Abruzzi (Te) Italy
Tel. +39 0858930745 Fax +39 0858930330 www.liofilchem.net liofilchem@liofilchem.net



BUFFERED PEPTONE WATER ISO 6579, ISO 22964, ISO 6887, ISO 19250 / DIN 10181, 10160 / USP

CAT N°: 1402

Recommended as a diluent for the homogenization of samples in the microbiological analysis of food

FORMULA IN g/l

Pancreatic Digest of Casein	10,00	Disodium Phosphate * Equivalent to 9,0 g of Disodium Hydrogen Phosphate Dodecahydrate	3,50
Sodium Chloride	5,00	Monopotassium Phosphate	1,50

Final pH 7.0 ± 0.2 at 25°C

PREPARATION

Suspend 20 grams of the medium in one liter of distilled water. Mix well and dissolve by heating with frequent agitation. Boil for one minute until complete dissolution. Dispense into appropriate containers and sterilize in autoclave at 121°C for 15 minutes. The prepared medium should be stored at 2-8°C. The color is very light amber.

The dehydrated medium should be homogeneous, free-flowing and white cream to slightly toasted in color. If there are any physical changes, discard the medium.

USES

BUFFERED PEPTONE WATER is a non-selective medium recommended as a preenrichment medium by the UNE-EN-ISO 6579 normative in food samples containing suspected contaminants such as *Salmonella*, in ISO 19250 normative in water samples and in ISO 22964 in milk and milk products for *Enterobacter sakazakii*.

Salmonella can be present in small numbers and are usually found with considerably larger numbers of other *Enterobacteriaceae* or other families. Pre-enrichment is necessary to allow the detection of small numbers of *Salmonella* or injured *Salmonella*.

A feature common to all selective media is that sublethally injured organisms are not generally detected and therefore a recovery step must be included in examination procedures. This is of importance, particularly in the food industry as various processes such as heat, desiccation, preservation processes, pH changes, etc, cause sublethal injuries to *Salmonella*. The broth is rich in nutrients and produces high resuscitation rates for sublethally injured bacteria and intense growth.

Changes in pH may cause damages to bacteria growth. Buffered Peptone Water maintains a high pH over the enrichment period via the phosphate buffer system and allows repair of injured cells sensitive to low pH. Pancreatic digest of casein provides nitrogen, vitamins, minerals and amino acids essential for growth. Sodium chloride supplies essential electrolytes for transport and osmotic balance.

The medium for *Salmonella* is designed for the selective enrichment with MKTTN Broth with Brilliant Green & Novobiocin (Cat.1173) and Rappaport Soy Broth (Vassiliadis) (ISO 6579) (Cat.1174). Inoculate and incubate at 37 ± 1°C for 18 ± 2 hours. And Rappaport Soy Broth (Vassiliadis) (ISO 19250)(Cat.1174). Inoculate and incubate at 36 ± 2°C for 18 ± 2 hours.

The medium for *Enterobacter sakazakii* must be used as a preenrichment before inoculating Lauryl Sulfate Tryptose Broth Modified (m LST) (Cat. 1445). Inoculate the Buffered peptone water at 37 ± 1°C for 18 ± 2 hours.

1

MICROBIOLOGICAL TEST

The following results were obtained in the performance of the medium from type cultures after incubation at a temperature of $37 \pm 1^\circ\text{C}$ and observed after 18 ± 2 hours.

Microorganisms	Growth	Inoculum (cfu/ml)
<i>Salmonella enteritidis</i> ATCC 13076	Good	$10-10^2$
<i>Salmonella typhi</i> ATCC 19430	Good	$10-10^2$
<i>Salmonella typhimurium</i> ATCC 14028	Good	$10-10^2$
<i>Enterobacter sakazakii</i> ATCC 29544	Good	$10-10^2$

According to ISO 11133 :

Microorganisms	International Standard	Incubation	Methods of control	Criteria
<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	ISO 6887	45 min – 1 h $20-25^\circ\text{C}$ to 25°C	Quantitative	$\pm 30\%$ colonies
<i>Escherichia coli</i> ATCC 8739	ISO 6887	45 min – 1 h $20-25^\circ\text{C}$ to 25°C	Quantitative	$\pm 30\%$ colonies
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 25923	ISO 6887	45 min – 1 h $20-25^\circ\text{C}$ to 25°C	Quantitative	$\pm 30\%$ colonies
<i>Listeria monocytogenes</i> ATCC 13932	ISO 11290-2	1 h ± 5 min / $20 \pm 2^\circ\text{C}$	Quantitative	$\pm 30\%$ colonies
<i>Listeria monocytogenes</i> ATCC 35152	ISO 11290-2	1 h ± 5 min / $20 \pm 2^\circ\text{C}$	Quantitative	$\pm 30\%$ colonies
<i>Salmonella typhimurium</i> ATCC 14028	ISO 6579/ ISO 21528-1	18 ± 2 h / $37 \pm 1^\circ\text{C}$	Qualitative	Turbidity (2)
<i>Salmonella enteritidis</i> ATCC 13076	ISO 6579	18 ± 2 h / $37 \pm 1^\circ\text{C}$	Qualitative	Turbidity (2)
<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	ISO 21528-1	18 ± 2 h / $37 \pm 1^\circ\text{C}$	Qualitative	Turbidity (2)
<i>Escherichia coli</i> ATCC 8739	ISO 21528-1	18 ± 2 h / $37 \pm 1^\circ\text{C}$	Qualitative	Turbidity (2)

Reference media Agar TSA

BIBLIOGRAPHY

M,R, Pascual Anderson (1982) Techniques for Microbiological Analysis of Foods and Drinks, CeNAN.

Normative UNE-EN ISO 6579, Microbiology of food stuff for humans and animals, Horizontal method to detect *Salmonella spp*

ISO/TS 22964, Milk and milk products — Detection of *Enterobacter sakazakii*

ISO19250 Water quality-Detection of *Salmonella spp*



STORAGE

Once opened keep powdered medium closed to avoid hydration.



ANNEXE III

P3-oxonia active ECOLAB

DESCRIPTION

Peroxyacide pour l'hygiène dans les industries agroalimentaires

QUALITES

- Le P3-oxonia active est efficace à froid.
- Il n'est ni rémanent ni polluant.
- Il ne contient pas d'acide nitrique.

PROPRIETES

PARAMETRES PHYSICO-CHIMIQUES

Présentation	liquide incolore, limpide
Nature	légèrement acide
pH à 1% en eau distillée et à 20 °C	3,2 ± 0,5
Densité à 20°C	1,12 ± 0,02
Sensibilité au gel	- 20°C
N	0%
P	0.18%
DCO	115 mg O2/g (hors peroxydes)
Stabilité au stockage	12 mois maximum à une température inférieure à 30°C



COMPORTEMENT VIS-A-VIS DES MATERIAUX

Dans les conditions habituelles d'emploi, le P3-oxonia active ne présente pas de comportement corrosif vis-à-vis de la plupart des matériaux utilisés dans les industries agroalimentaires.

Comme pour tous les produits oxydants, la teneur en chlorures de l'eau de dilution doit être inférieure à 50 mg/l (pour des plus fortes teneurs, consulter nos services).

AUTORISATION

Le P3-oxonia active a reçu du Ministère de l'Agriculture les homologations suivantes sous le n°2000176 : POA : locaux de stockage, matériel de transport, matériel de laiterie : bactéricide à 0,25 % et fongicide à 3 %. / POV : locaux et matériel de stockage, matériel de récolte et de transport, parois des locaux de stockage (pulvérisation) : bactéricide à 0,25 % et fongicide à 3 %. / Locaux de préparation et matériel de transport de la nourriture des animaux domestiques : bactéricide à 0,25 % et fongicide à 3 %.
Matières actives : Acide peracétique : 4,9 %, Acide acétique : 6,7 % et Peroxyde d'hydrogène : 2,5 %.
Le P3-oxonia active est un auxiliaire technologique autorisé selon l'arrêté du 19 octobre 2006 pour la désinfection des œufs avant cassage destinés à la fabrication du produit île flottante.

APPLICATION

DOMAINE D'APPLICATION

Le **P3-oxonia** active est particulièrement adapté aux utilisations en N.E.P ainsi qu'en conditionnement aseptique.

Le P3-oxonia active, testé avec une eau de TAC >15°F et de TH >30°F, est efficace pour le traitement contre la Légionelle en TAR.

MODE D'EMPLOI

Il est impératif de diluer le **P3-oxonia** active avant toute application.

Préparation des solutions : ajouter le produit dans l'eau (froide de préférence), en respectant l'ordre eau puis produit.

L'application de la solution de P3-oxonia active se fait sur des surfaces préalablement rincées ou nettoyées.

Le **P3-oxonia** active peut être utilisé en addition à des solutions acides, dans ce cas il devra être ajouté dans la préparation diluée et non dans l'acide pur.

L'opération doit être suivie d'un rinçage complet à l'eau potable.

APPLICATIONS

Le **P3-oxonia** active s'utilise alors avec un additif pour renforcer le pouvoir mouillant de la solution.

L'opération doit être suivie d'un rinçage complet à l'eau stérile.

MATERIEL D'APPLICATION

APPLICATION

Concentration	0,25 à 3 % en fonction du type d'équipement à nettoyer.
Température	ambiante
Temps de contact	5 à 20 minutes

APPLICATION SPECIFIQUE : CONDITIONNEMENT ASEPTIQUE

Concentration	1,7 à 3 %
Température	< 60°C
Temps de contact	1 minute 30 sec minimum

Les solutions de **P3-oxonia** active peuvent être injectées et dosées automatiquement avec notre matériel d'application. (Consulter notre Service Engineering).

SECURITE ET PRECAUTIONS D'EMPLOI

Les symboles de danger ainsi que les phrases de risques en application sont mentionnés sur la fiche de données de sécurité de chaque produit ECOLAB. Nous vous recommandons de suivre nos formations et d'utiliser notre livret sécurité pour une utilisation sécurisée des produits détergents et désinfectants. Votre responsable de secteur ECOLAB se tient à votre disposition pour tout renseignement.

Avant utilisation, lire attentivement les conseils mentionnés sur l'étiquette ou la Fiche de Données de Sécurité du produit.

Obtention des fiches de sécurité : consulter le site internet.

www.fr.ecolab.eu

ANNEXE IV

1- Population bactérienne du Témoin

Témoin

10 ⁻²	10 ⁻³	10 ⁻⁴	Calcul du nombre de CFU/g	Log ₁₀ CFU/g
>300	>300	147	$147/10^{-4}=1470000=15.10^6$	6,16
>300	>300	171	$171/10^{-4}=170000=1,7.10^6$	6,23
>300	>300	116	$116/10^{-4}=1160000=12.10^6$	6,06
190	158	#	$190+158/1,1.10^{-2}=31636=3,1.10^4$	4,50
93	67	#	$93+67/1,1.10^{-2}=14545=1,5.10^4$	4,17
157	125	15	$157+125/1,1.10^{-2}=25636=2,7.10^4$	4,43
>300	305	40	$305+40/1,1.10^{-3}=313636=3,1.10^5$	5,49
>300	245	33	$245+33/1,1.10^{-3}=253636=2,5.10^5$	5,40
>300	285	39	$285+39/1,1.10^{-3}=294545=2,9.10^5$	5,46
>300	>300	203	$203/10^{-4}=2030000=2,0.10^6$	6,30
>300	>300	212	$203/10^{-4}=2120000=2,1.10^6$	6,32
>300	>300	219	$219/10^{-4}=2190000=2,2.10^6$	6,34
>300	>300	145	$145/10^{-4}=1450000=1,5.10^6$	6,18
>300	>300	130	$130/10^{-4}=1300000=1,3.10^6$	6,11
>300	>300	108	$108/10^{-4}=1080000=1,0.10^6$	6,03
>300	>300	258	$258/10^{-4}=2580000=2,6.10^6$	6,41
>300	>300	302	$302/10^{-4}=3020000=3,0.10^6$	6,48
>300	>300	318	$318/10^{-4}=1080000=3,2.10^6$	6,50
>300	121	#	$121/10^{-4}=121000=1,2.10^5$	5,08
>300	83	14	$83+14/1,1.10^{-3}=88181=8,8.10^4$	4,94
>300	133	16	$133+16/1,1.10^{-3}=135454=1,4.10^5$	5,14
>300	142	25	$142+25/1,1.10^{-3}=151818=1,5.10^5$	5,18
>300	136	15	$136+15/1,1.10^{-3}=137272=1,9.10^5$	5,14
>300	123	21	$123+21/1,1.10^{-3}=130909=1,3.10^5$	5,11
>300	133	25	$133+25/1,1.10^{-3}=143636=1,4.10^5$	5,15
>300	139	25	$139+25/1,1.10^{-3}=149090=1,5.10^5$	5,17
>300	111	11	$111+11/10^{-4}=110909=1,1.10^5$	5,05

ANNEXES

2- Population bactérienne après immersion dans l'hypochlorite de sodium

Hypochlorite de sodium acidifié

10^{-2}	10^{-3}	10^{-4}	Calcul du nombre de CFU/g	Log ₁₀ CFU/g
33	17	11	$33+17/1,1 \cdot 10^{-2}=4545=4,5 \cdot 10^3$	3,65
38	14	#	$38+14/1,1 \cdot 10^{-2}=4727=4,7 \cdot 10^3$	3,67
61	24	#	$61+24/1,1 \cdot 10^{-2}=7727=7,7 \cdot 10^3$	3,88
21	14	#	$21+14/1,1 \cdot 10^{-2}=3181=3,1 \cdot 10^3$	3,50
26	17	#	$26+17/1,1 \cdot 10^{-2}=3909=3,9 \cdot 10^3$	3,59
206	47	27	$206+47/1,1 \cdot 10^{-3}=23000=2,3 \cdot 10^4$	4,36
>300	309	47	$309+47/1,1 \cdot 10^{-3}=32363=3,2 \cdot 10^5$	5,51
>300	290	33	$290+33/1,1 \cdot 10^{-3}=293636=2,9 \cdot 10^5$	5,46
>300	302	47	$302+47/1,1 \cdot 10^{-3}=317272=3,2 \cdot 10^5$	5,51
>300	259	31	$259+31/1,1 \cdot 10^{-3}=263636=2,6 \cdot 10^5$	5,42
>300	241	16	$241+16/1,1 \cdot 10^{-3}=209090=2,0 \cdot 10^5$	5,32
>300	242	40	$242+40/1,1 \cdot 10^{-3}=256363=2,6 \cdot 10^5$	5,41
>300	>300	93	$93/10^{-4}=930000=9,3 \cdot 10^5$	5,96
>300	>300	87	$87/10^{-4}=870000=8,7 \cdot 10^5$	5,93
>300	>300	56	$56/10^{-4}=560000=5,6 \cdot 10^5$	5,74
>300	>300	125	$125/10^{-4}=1250000=1,2 \cdot 10^6$	6,09
>300	>300	306	$306/10^{-4}=3050000=3,0 \cdot 10^6$	6,48
>300	>300	104	$104/10^{-4}=1040000=1,0 \cdot 10^6$	6,01
>300	47	27	$47+27/1,1 \cdot 10^{-3}=67272=6,7 \cdot 10^4$	4,82
>300	55	18	$55+18/1,1 \cdot 10^{-3}=66363=6,6 \cdot 10^4$	4,81
>300	45	16	$45+16/1,1 \cdot 10^{-3}=55454=5,5 \cdot 10^4$	4,74
>300	108	18	$108+18/1,1 \cdot 10^{-3}=114545=1,1 \cdot 10^5$	5,05
>300	137	17	$137+17/1,1 \cdot 10^{-3}=140000=1,4 \cdot 10^5$	5,14
>300	96	17	$96+17/1,1 \cdot 10^{-3}=102727=1,3 \cdot 10^5$	5,01
>300	89	25	$89+25/1,1 \cdot 10^{-3}=102727=1,0 \cdot 10^5$	5,01
>300	139	19	$139+19/1,1 \cdot 10^{-3}=143636=1,4 \cdot 10^5$	5,17
>300	100	25	$100+25/1,1 \cdot 10^{-3}=113636=1,1 \cdot 10^5$	5,05

ANNEXES

3- Population bactérienne après immersion dans le mélange d'acide peracétique/peroxyde d'hydrogène

Acide peracétique

10^{-2}	10^{-3}	10^{-4}	Calcul du nombre de CFU/g	Log ₁₀ CFU/g
>300	>300	60	$60/10^{-4}=600000=6,0 \cdot 10^5$	5,77
>300	>300	36	$36/10^{-4}=360000=3,6 \cdot 10^5$	5,55
>300	>300	53	$53/10^{-4}=530000=5,3 \cdot 10^5$	5,72
54	44	#	$54+44/1,1 \cdot 10^{-2}=8909=8,9 \cdot 10^3$	3,94
37	19	#	$37+19/1,1 \cdot 10^{-2}=5090=5,0 \cdot 10^3$	3,70
125	97	15	$125+97/1,1 \cdot 10^{-2}=20181=2,0 \cdot 10^4$	4,30
>300	61	#	$61/10^{-3}=61000=6,1 \cdot 10^4$	4,78
>300	72	15	$72+15/1,1 \cdot 10^{-3}=79090=7,9 \cdot 10^4$	4,89
>300	68	12	$68+12/1,1 \cdot 10^{-3}=72727=7,2 \cdot 10^4$	4,86
>300	123	32	$123+32/1,1 \cdot 10^{-3}=140909=1,4 \cdot 10^5$	5,14
>300	103	15	$103+15/1,1 \cdot 10^{-3}=107272=1,0 \cdot 10^5$	5,03
>300	101	31	$101+31/1,1 \cdot 10^{-3}=120000=1,2 \cdot 10^5$	5,07
>300	>300	41	$41/10^{-4}=410000=4,1 \cdot 10^5$	5,61
>300	>300	47	$47/10^{-4}=470000=4,7 \cdot 10^5$	5,67
>300	>300	55	$55/10^{-4}=550000=5,7 \cdot 10^5$	5,47
>300	>300	52	$52/10^{-4}=520000=5,2 \cdot 10^5$	5,71
>300	>300	62	$62/10^{-4}=620000=6,2 \cdot 10^5$	5,79
>300	>300	74	$74/10^{-4}=740000=7,4 \cdot 10^5$	5,86
291	57	13	$291+57/1,110^{-2}=31636=3,2 \cdot 10^4$	4,50
279	58	11	$279+58/1,1 \cdot 10^{-2}=30636=3,0 \cdot 10^4$	4,48
242	31	12	$242+31/1,1 \cdot 10^{-2}=24818=2,5 \cdot 10^4$	4,39
>300	56	19	$56+19/1,1 \cdot 10^{-3}=68181=6,8 \cdot 10^4$	4,83
>300	34	21	$34+21/1,1 \cdot 10^{-3}=50000=5 \cdot 10^4$	4,69
>300	40	14	$40+14/1,1 \cdot 10^{-3}=49090=4,9 \cdot 10^4$	4,69
>300	120	15	$120+15/1,1 \cdot 10^{-3}=122727=1,2 \cdot 10^5$	5,08
>300	140	19	$140+19/1,1 \cdot 10^{-3}=152727=1,5 \cdot 10^5$	5,18
>300	136	27	$136+27/1,1 \cdot 10^{-3}=148181=1,5 \cdot 10^5$	5,18

ANNEXE V

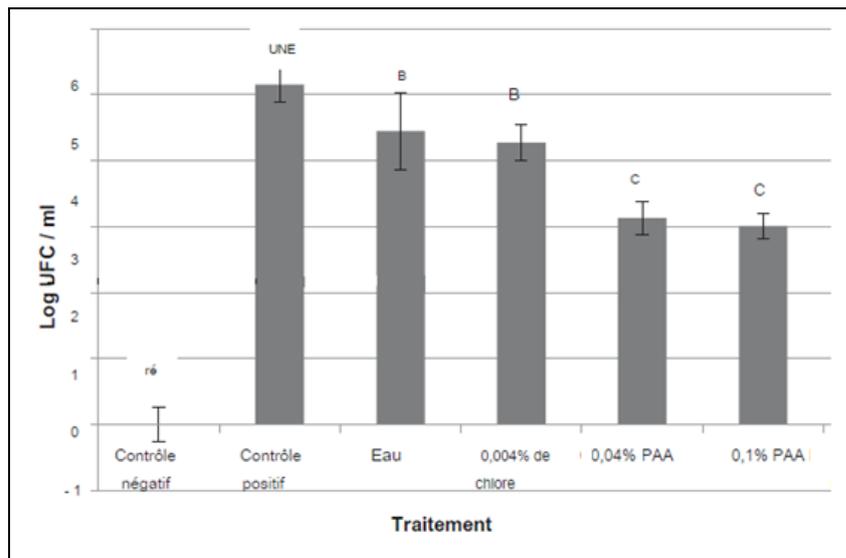


Figure 01 : Salmonella Typhimurium récupéré à partir de carcasses inoculées (n = 160) traités par divers agents antimicrobiens dans un réservoir d'immersion de post-refroidissement rapporté comme logarithmique moyen d'unités formant colonie de S. Typhimurium par échantillon pour chaque groupe de traitement. ($P \leq 0,05$). (Nagel et al, 2013)

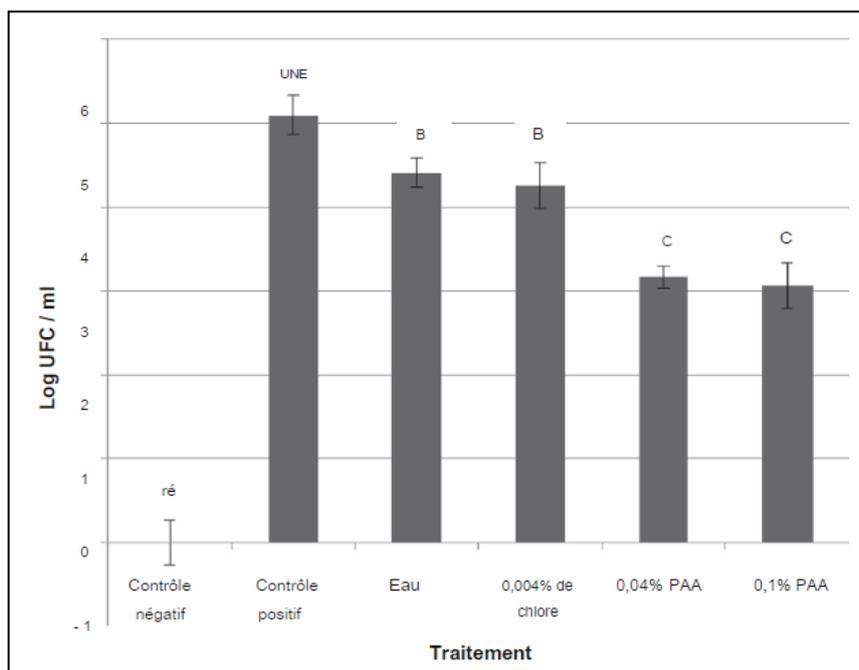


Figure 02 : Campylobacter jejuni récupéré à partir de carcasses inoculés (n = 160) traités par divers antimicrobiens dans un réservoir d'immersion de post-refroidissement rapporté comme logarithmique moyen d'unités formant colonie de C. jejuni par échantillon pour chaque groupe de traitement. ($P \leq 0,05$). (Nagel et al, 2013)

Résumé :

Le mélange d'acide peracétique et le peroxyde d'hydrogène (P3-Oxonia) a été approuvé et autorisé en tant que traitement anti-microbien des carcasses de volailles dans les bacs de refroidissement. L'objectif principal de notre travail est de valider cette efficacité, 220 ppm d'acide peracétique et 120 ppm de peroxyde d'hydrogène ont été comparés avec environ 82 ppm d'Hypochlorite de sodium acidifié. Dans cette étude, 27 échantillons ont été traités avec le P3-Oxonia, et 27 échantillons ont été traités avec l'hypochlorite de sodium acidifié. Nous avons constaté une réduction de la flore superficielle des carcasses de volaille, pour le P3-Oxonia (10%) et pour l'Hypochlorite de Sodium (9.5%). Les résultats obtenus suggèrent que le mélange acide peracétique/ peroxyde d'hydrogène peut être un antimicrobien efficace pour la décontamination des carcasses de volaille dans les bacs de refroidissement.

Mots clés : Carcasse de volaille, décontamination, hypochlorite de Sodium, acides peracétique, P3-Oxonia

Abstract :

The mixture of peracetic acid and hydrogen peroxide (P3-Oxonia) has been approved and authorized as an anti-microbial treatment for poultry carcasses in cooling tanks. The main objective of our work is to validate this efficiency, 220 ppm of peracetic acid and 120 ppm of hydrogen peroxide were compared with approximately 82 ppm of acidified sodium hypochlorite. In this study, 27 samples were treated with P3-Oxonia, and 27 samples were treated with acidified sodium hypochlorite. We noted a reduction in the surface flora of poultry carcasses, for P3-Oxonia (10%) and for Sodium Hypochlorite (9.5%). The results obtained suggest that the peracetic acid / hydrogen peroxide mixture may be an effective antimicrobial for the decontamination of poultry carcasses in cooling tanks.

Keywords: Poultry carcass, decontamination, Sodium hypochlorite, organic acids, P3-Oxonia

الملخص:

تمت الموافقة على خليط حمض البركتيك وبيروكسيد الهيدروجين (P3-Oxonia) وتم اعتماده كعلاج مضاد للميكروبات للحم الدواجن في خزانات التبريد. الهدف الرئيسي من عملنا هو التحقق من صحة هذه الكفاءة، وتمت مقارنة 220 جزء في المليون من حمض البركتيك و 120 جزء في المليون من بيروكسيد الهيدروجين مع حوالي 82 جزء في المليون من هيبوكلوريت الصوديوم المحمض. في هذه الدراسة، عولجت 27 عينة باستخدام P3-Oxonia ، وعولجت 27 عينة باستخدام هيبوكلوريت الصوديوم المحمض. لاحظنا انخفاضاً في المكروبات السطحية للحم الدواجن ، بالنسبة لـ P3-Oxonia (10%) ولهيبوكلوريت الصوديوم (9.5%). تشير النتائج التي تم الحصول عليها إلى أن مزيج حامض البركتيك / بيروكسيد الهيدروجين قد يكون مضاداً للميكروبات فعالاً لإزالة التلوث من لحم الدواجن في خزانات التبريد.

الكلمات المفتاحية: ذبيحة الدواجن، إزالة التلوث، هيبوكلوريت الصوديوم، الأحماض العضوية، P3-Oxonia