

UNIVERSITE SAAD DAHLAB DE BLIDA

Faculté des Sciences Agro-Vétérinaires

Département des Sciences Vétérinaires

MEMOIRE DE MAGISTER

Spécialité: Epidémiologie appliquée à la santé animale

**ETUDE DE LA QUALITE DE L'EAU DE BOISSON
EN ELEVAGE DE POULETS DE CHAIR
(DAÏRA D'EL-OMARIA, WILAYA DE MEDEA)**

Par

Mohamed DOUIFI

devant le jury composé de:

M. LAFRI	Professeur, U. de Blida	Président
H. AIN BAZIZ	Professeur, ENSV., Alger	Examineur
M. BACHIR PACHA	Maitre de conférences A. U. de Blida	Examineur
K. RAHAL	Professeur, U. de Blida	Promoteur

Blida, Mars 2011

ABSTRACT

In the poultry industry, the use of water with adequate physical chemical and microbiological quality it is of fundamental importance. The drinker water is the parameter of breeding, which was most frequently evoked among the factors of risk of digestive pathologies.

This study was carried out on 20 poultry houses located in the region of El-Omaria, and aims to establish an investigation into the practices of farmer with regard to the water and the material of watering, to evaluate the bacteriological and chemical quality of the drinker water and finally shown the utility to treat the drinker water with an economic study.

The results show that the breeders have negligent and unconscious practices with regard to this subject. They work out standard, and do not respect the elementary rules of hygiene. The bacteriological results show that all water is no drinkable, with $(72 \pm 1.72) \times 10^2$ UFC/ml in the reservoir, $(315 \pm 1.12) \times 10^3$ UFC/ml in end of water pipe, $(211 \pm 0.9) \times 10^5$ UFC/ml in the last drinker. The difference between these three levels is statically significant. Hardness is higher than 27°f. The pH is to the standard with an average of 6.9 with the tank and 6.55 with the last feeding troughs.

The economic study showed that the bacteriological treatment of the drink water becomes profitable, only when it among preventing a ponderal loss of more than 2%. This is probably the case in our breedings

Keys word:

Drinker water, poultry, practice breeding, economy, El-Omaria.

RESUME

En élevage industriel, l'utilisation de l'eau de qualité physico-chimique et bactériologique adéquate a une importance capitale, puisqu'elle est reconnue pour être un facteur de risque majeur des pathologies digestives.

L'étude a été réalisée sur 20 bâtiments d'élevage de poulets de chair de la commune d'El-Omaria (wilaya Médéa), et se propose de décrire les pratiques d'élevage en ce qui concerne l'eau de boisson. La qualité bactériologique (flore totale) et chimique (pH, dureté) ont été évalués, ainsi que la mesure des coûts-bénéfice de l'entretien de l'eau de boisson.

Les résultats montrent que les éleveurs n'accordent pas une grande importance à cet aspect de l'élevage et ne maîtrise pas les règles d'hygiène élémentaires. Les résultats bactériologiques montrent que toutes les eaux sont non potables, avec une contamination de l'ordre de $(72 \pm 1,72) \times 10^2$ UFC/ml au réservoir, $(315 \pm 1,12) \times 10^3$ UFC/ml en bout de ligne et $(211 \pm 0,9) \times 10^5$ UFC/ml au dernier abreuvoir. La différence entre les trois niveaux est statistiquement significative ($p < 0,001$). La dureté de l'eau est élevée ($> 27^\circ\text{f}$) alors que le pH est à la norme (6,9 au réservoir et 6,5 aux derniers abreuvoirs).

Sur le plan économique, le traitement bactériologique de l'eau de boisson ne devient rentable que s'il permet de prévenir une perte pondérale de plus de 2%, ce qui est probablement le cas dans nos élevages.

Mots clés :

Eau de boisson, poulet de chair, pratiques d'élevage, économie, El-Omaria.

ملخص

يلعب ماء الشرب دور هام في تربية الدواجن العصرية إذ يعتبر العامل الأول المسؤول عن الكثير من الأمراض الهضمية عند الدواجن.

أجريت هذه الدراسة على 20 إسطل لتربية الدواجن ببلدية العمارية وهذا من اجل معرفة السلوكيات المتبعة من طرف المربين فيما يخص ماء الشرب والأدوات المستعملة لسقي الدواجن، تقييم النوعية البكتيرية والكيميائية لماء الشرب وأخيرا دراسة اقتصادية لتبيان أهمية معالجة الماء المقدم لسقي الدواجن .

أظهرت النتائج أن سلوكيات المربين تتميز بعدم الوعي والإهمال، حيث أن غالبيتهم يجهلون المعايير المعمول بها ولا يحترمون قواعد النظافة، التحاليل البكتيرية أظهرت أن كل المياه غير صالحة للشرب مع $(72 \pm 1,72)$ 10^2 مستعمرة بكتيرية في خزان الماء، $(315 \pm 1,12)$ 10^3 مستعمرة بكتيرية في طرف الأنبوب و $(211 \pm 0,9)$ 10^5 مستعمرة بكتيرية في حوض السقي. الفرق مابين هذه المستويات الثلاثة واضح إحصائيا. مستوى الكلس في الماء يفوق 27°f . درجة الحموضة لا تتعدى المقاييس المعمول بها مع معدل 6,9 في خزان الماء و 6,55 في حوض السقي.

أظهرت الدراسة الاقتصادية أن العلاج البكتيري للماء لا يمكن أن يكون مربحا إلا إذا سمح بتجنب أكثر من 2 % من فقدان الوزن. على الأرجح هي نفس الحالة عندنا.

الكلمات الدالة:

ماء الشروب, دجاج اللحم, سلوكيات التربية, اقتصاد, العمارية.

REMERCIEMENTS

Mes remerciements vont tout d'abord au Monsieur **M. LAFRI**, Professeur à l'université Saad DAHLAB de Blida, qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury. Hommage respectueux.

Mes remerciements vont également à Madame **H. AIN BAZIZ**, Professeur à l'ENSV d'El-Harrach, qui nous a fait l'honneur de bien vouloir apporter ses compétences à notre jury. Sincères remerciements.

Je remercie également Monsieur **M. BACHIR PACHA**, Maître de conférences à l'université SAAD DAHLAB de Blida, pour le jugement qu'il a accepté de porter à ce travail. Remerciements et hommages respectueux.

Je tiens à remercier Monsieur **K. RAHAL**, Professeur à l'université Saad DAHLAB de Blida, qui a accepté d'être notre directeur de thèse, qu'il trouve ici l'expression de notre profonde gratitude pour son soutien et sa confiance.

Je remercie aussi Madame **R. DJAZAR**, chef du laboratoire "l'algérienne des eaux", unité de Médéa, qu'elle trouve ici le témoignage de notre reconnaissance.

Nous tenons également à remercier Messieurs **A. AOUAK, M.ZAOUI, A. ADEL**, Docteurs vétérinaires praticiens, dont la contribution a servi de point de départ pour ce travail

Enfin, je tiens à remercier tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail, particulièrement :

N. ALLOUI (Professeur, université de Batna)

M. BENZARTI (Professeur, ENMV Sidi thabet, Tunisie)

M. GUEDIOURA (*Chargé de cours à l'université SAAD DAHLAB de Blida*) **A.**

FERROUKHI (*Chargé de cours à l'université SAAD DAHLAB de Blida*)

TABLE DES MATIERES

RESUME	1
REMERCIEMENTS	4
TABLE DES MATIERES	5
LISTE DES TABLEAUX	8
LISTE DES FIGURES	9
INTRODUCTION	11
1. L'EAU ET LE MATERIEL D'ABREUUREMENT EN ELEVAGE DE POULETS DE CHAIR	13
1.1. Généralités	13
1.2. L'eau dans l'organisme	13
1.3. Facteurs influençant la consommation de l'eau	15
1.4. L'abreuvement en climat chaud	16
1.5. L'abreuvement des poussins	17
1.6. Dysfonctionnement en approvisionnement d'eau	17
1.7. L'utilisation de l'eau pour le nettoyage et la désinfection	19
1.8. Le matériel d'abreuvement	19
1.9. Biofilm	23
2. LA QUALITE DE L'EAU DE BOISSON EN ELEVAGE DE POULETS DE CHAIR	26
2.1. Généralité	26
2.2. Normes d'eau de boisson pour les volailles	26
2.3. Qualité de l'eau de boisson	27
2.3.1. Qualité organoleptique	27
2.3.2. Qualité physico-chimique	28
2.3.3. Qualité microbiologique	36
2.4. La qualité de l'eau et la solubilité des médicaments	43

2.5.	Impact de l'élevage sur la qualité de l'eau	43
2.6.	Origine de pollution	43
3.	CONTROLE DE LA QUALITE DE L'EAU DE BOISSON EN ELEVAGE DE POULETS DE CHAIR	45
3.1.	Importance de l'analyse de l'eau	45
3.2.	Fréquence d'échantillonnage	45
3.3.	Volume d'eau nécessaire pour le prélèvement	46
3.4.	Prélèvement	46
3.5.	Transport d'échantillon	47
3.6.	Mesure à prendre après identification des points contaminés	48
3.7.	Traitement de l'eau	48
4.	ETUDE EXPERIMENTALE	52
4.1.	Problématique	52
4.2.	Objectif	53
4.3.	Matériel et méthode	54
4.3.1.	la région d'étude	54
4.3.2.	Population d'étude	55
4.3.3.	Echantillonnage	56
4.3.4.	Analyse statistique	58
4.3.5.	Première partie: enquête sur les pratiques d'élevage	58
4.3.5.1.	Fiche technique	58
4.3.6.	Deuxième partie : qualité bactériologique et chimique	59
4.3.6.1.	Prélèvement	59
4.3.6.2.	Analyse de laboratoire	60
4.3.6.2.1.	Flore totale	60
4.3.6.2.2.	La dureté	62
4.3.6.2.3.	Le pH	62
4.3.6.3.	Analyse statistique	63

4.4	Résultat et discussion	63
4.4.1.	La précision	63
4.4.2.	la représentativité	64
4.4.3.	première partie : Pratique d'élevage	64
4.4.3.1.	Bâtiments d'élevage	64
4.4.3.1.	Eleveurs	66
4.4.3.2.	Eau de boisson	67
4.4.3.3.	Matériel d'abreuvement	68
4.4.3.4.	La litière	73
4.4.3.5.	Nettoyage et désinfection de matériel d'abreuvement	74
4.4.3.6.	Conclusion.	76
4.4.4.	Deuxième partie: Qualité bactériologique et chimique de l'eau de boisson	76
4.4.4.1.	Flore totale	77
4.4.4.2.	La dureté	78
4.4.4.3.	Le pH	79
4.4.4.4.	Conclusion	80
4.5.	Troisième partie : étude économique coût-bénéfice	81
4.5.1.	Introduction	81
4.5.2.	Objectif	81
4.5.3.	Matériels et méthode	81
4.5.3.1.	Coût	82
4.5.3.2.	Perte à éviter	83
4.5.4.	Résultats et discussion	83
4.5.5.	Conclusion	85
	CONCLUSION	86
	APPENDICE	87
A.	Liste des symboles	87
B.	Fiche technique	89
	REFERENCES	91

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1.1: Normes de matériel d'abreuvement	22
Tableau 2.1: Normes physico-chimiques acceptables pour l'eau de boisson des volailles.	29
Tableau 2.1: Classification de l'eau en fonction de sa dureté	30
Tableau 2.3: Normes bactériologique de l'eau potable pour poulets de chair, utilisées en France et en Tunisie.	37
Tableau 4.1: Nombre de sujets nécessaire pour l'estimation d'une prévalence en fonction de la prévalence attendue et de la précision relative souhaitée, dans une population «infinie»	57
Tableau 4.2: Tableau donnant le nombre de sujets nécessaire pour un échantillon correspondant à un taux de sondage supérieur à 10p. Cent, à partir du nombre n donné par le tableau précédent pour différentes valeurs de n et différentes tailles de population	57
Tableau 4.3: Résultats d'analyses bactériologique de la flore totale des 20 bâtiments d'élevage.	77
Tableau 4.4: Les résultats d'analyse de pH et de la dureté des 20 bâtiments d'élevage.	79
Tableau 4.5: Produits utilisés pour le traitement de l'eau de boisson, et la nettoyage-désinfection du matériel d'abreuvement.	82
Tableau 4.6: Evaluation de l'opération traitement de l'eau de boisson selon les trois paramètres; prix, poids et pertes pondérales à éviter.	85

LISTE DES FIGURES

Figure 1.1: Installation d'un bac réservoir	20
Figure 1.2: Hauteur de l'abreuvoir rond suspendu	21
Figure 1.3: Hauteur de l'abreuvoir à pipette	22
Figure 4.1: Carte géographique de la commune d'El-Omaria	55
Figure 4.2: Prélèvement, réservoir, bout de ligne de dernier abreuvoir et dernier abreuvoir	60
Figure 4.3: Compteur colonies	61
Figure 4.4: Analyse de laboratoire; flore totale.	61
Figure 4.5: Analyse de laboratoire; la dureté.	62
Figure 4.6: Mesure de pH à l'aide de pH-mètre.	62
Figure 4.7: Les différents type de toiture	65
Figure 4.8 : Nature du sol	66
Figure 4.9: Les différents catégories de bâtiment d'élevage de poulets de chairs existants dans la commune	66
Figure 4.10: Les sources d'eaux utilisées pour l'abreuvement des poulets	67
Figure 4.11: Les différents types de réservoirs.	69
Figure 4.12: Emplacement des réservoirs	69
Figure 4.13: Réservoir/décantation	70
Figure 4.14: Les différents types de canalisations retrouvées dans les élevages	71
Figure 4.15: Abreuvoir de type linéaire	72

Figure 4.16 : Le manque des abreuvoirs dans les vingt bâtiments visités	72
Figure 4.17: Poulets souffrant de manque des abreuvoirs (-10), avec Insuffisance d'hauteur	73
Figure 4.18: Les produits utilisés pour la désinfection du matériel d'abreuvement	75
Figure 4.19: Fréquence de nettoyage des abreuvoirs au cours de la bande	76

INTRODUCTION

L'élevage avicole en Algérie a connu ces dernières années un développement considérable. Les unités sont devenues de plus en plus intensives avec des effectifs de plus en plus importants. Toutefois la productivité reste faible avec un indice de consommation moyen variant de 2,53 à 2,91 [1]. Plusieurs facteurs concourent à cette situation, notamment la qualité des poussins et l'alimentation, mais aussi la gestion des unités et la maîtrise des techniques d'élevage.

Parmi les facteurs qui entrent en ligne de compte, il y a la consommation et la qualité de l'eau. En effet, l'eau est un élément majeur indispensable à toute forme de vie et le principal constituant des organismes vivants chez qui elle représente plus 60% du poids corporel [2].

L'eau est utilisée à plusieurs fins en aviculture : abreusement, vecteur thérapeutique, véhicule de désinfectant... sa qualité prend ainsi une place de choix et constitue un point critique de l'assurance de la qualité du produit et de la productivité en élevage. Malheureusement l'éleveur y prête peu attention. Une eau de mauvaise qualité bactériologique pourrait véhiculer des maladies et une eau de qualité physico-chimique défective peut affecter la productivité et induire des échecs thérapeutiques. De ce fait, il s'avère primordial d'assurer une surveillance régulière de la qualité de l'eau de chaque élevage avicole, par des analyses physico-chimiques et bactériologiques.

En Algérie, peu de travaux ont été rapportés sur ce sujet, malgré l'intérêt qu'il revêt. Seule une enquête par questionnaire auprès de vétérinaires a montré que les connaissances sur la qualité de l'eau de boisson en élevage sont peu maîtrisées [3].

Les questions qui se posent à ce stade de notre étude sont :

- Quelles sont les pratiques des éleveurs vis-à-vis de l'eau de boisson ?
- Quelle est la qualité de l'eau de boisson distribuée ?

Nous allons présenter en premier lieu une étude bibliographique sur les différents types de matériel d'abreuvement et leur utilisation, les normes physico-chimiques et bactériologiques de l'eau de boisson, ainsi que les moyens de contrôle de la qualité de l'eau.

Dans une deuxième partie, l'étude expérimentale est envisagée dans le but de décrire les pratiques d'élevage et d'apprécier la qualité bactériologique et chimique de l'eau de boisson des élevages de poulets de chair de la commune d'El-Omaria (wilaya de Médéa), sans négliger l'aspect économique de ce sujet.

CHAPITRE 1

L'EAU ET LE MATERIEL D'ABREUVEMENT EN ELEVAGE DE POULETS DE CHAIR

1.1. Généralités :

L'eau est considérée comme le deuxième élément vital après l'oxygène, et le principal constituant du corps, du fait qu'elle représente environ 70% du poids vif total [4]. Elle est le premier aliment consommé par les volailles. Elle est indispensable à l'ingestion des aliments, au transport des nutriments et à l'élimination des déchets [5]. Il existe aussi une très forte relation entre la consommation de l'eau et de l'aliment [6].

Mais c'est également un vecteur bien connu pour la transmission des maladies. Pasteur disait que « nous buvons 90% de nos maladies ». La gestion adéquate du cheptel nécessite donc un suivi soigné de l'approvisionnement en eau tant en quantité qu'en qualité [7].

1.2. L'eau dans l'organisme :

1.2.1. Le rôle de l'eau :

L'animal peut perdre la plupart de ses réserves corporelles, et 50% de ses protéines et survit, mais la perte de 10% de l'eau corporelle peut lui être fatal [8]. L'eau joue un rôle extrêmement variable :

- L'eau est un composé plastique: c'est un des constituants du protoplasme.
- C'est un solvant : véhicule les enzymes, les hormones, les métabolites, les déchets, les hématies et les leucocytes.

- C'est un composé chimique : joue un rôle dans les réactions d'hydrolyse, d'oxydoréduction et de synthèse.
- C'est un facteur primordial de l'hémostasie du milieu intérieur c'est-à-dire la capacité de l'organisme à maintenir certains constituants dans des limites compatibles avec la vie : pression osmotique et oncotique, pH, température interne.
- Joue un rôle de protection dans certains organes ; cerveau : liquide céphalo-rachidien, articulation: liquide synovial [9].

1.2.2. La consommation de l'eau :

Il est habituel de considérer la norme de 1,8 à 2 litres d'eau consommée par kilogramme d'aliment ingéré [10]. Au-delà de ce rapport, des risques de dégradation de la litière apparaissent, suite à une excrétion plus importante dans les fientes [11].

Le contrôle de la consommation l'eau doit être fait chaque fois où la température augmente, où le comportement de la bande montre une soif excessive [12].

1.2.3. Les apports de l'eau :

L'eau est fournie à l'organisme par :

- L'abreuvement : qui présente en moyenne 73% des sources d'eau chez l'oiseau.
- Une partie non négligeable provient directement de l'aliment, du simple fait que celui-ci renferme souvent 12- 25% d'eau [13].
- L'eau métabolique : obtenue à partir de l'oxydation des graisses et des protéines dans l'organisme [14].

1.2.4. Les pertes d'eau :

Les sorties d'eau de l'organisme se font essentiellement par :

- L'urine : en moyenne 50% des pertes.

- Les fèces : les fientes contiennent en moyenne 75-80% d'eau, dont la majeure partie provient de l'urine [13].
- Les gaz d'expiration : l'air expiré est toujours saturé en vapeur d'eau pour 37%, soit une sortie de 0,05 g d'eau par litre d'air expiré [15].
- Les productions : un œuf de 60 g renferme 37g d'eau, quantité qui sera éliminée presque journalièrement chez une pondeuse [16], soit 20% de sa consommation [13].

1.2.5. Régulation de la consommation :

Le bilan hydrique (l'équilibre entre les entrées et les sorties) est régulé par :

- La prise d'eau liée à la sensation de soif, qui permet de moduler les entrées.
- La résorption d'eau dans les reins sous contrôle hormonal par l'ADH (hormone antidiurétique) qui règle les sorties [13].

1.3. Facteurs influençant la consommation de l'eau :

1.3.1. L'âge :

Du point de vue quantitatif, les jeunes consomment moins d'eau, mais leurs besoins sont plus impérieux que ceux des adultes [9].

L'ingestion d'eau augmente avec l'âge de l'animal, mais diminue avec le pourcentage de poids corporel [17].

1.3.2. Composition de l'aliment :

La consommation d'eau peut être influencée par la nature de l'aliment distribué aux poulets:

- Des concentrations élevées de l'aliment en sodium ou en potassium induisent une sur consommation d'eau [13].

- La teneur en protéines modifie également la consommation d'eau. En moyenne, l'élévation du taux protéique de l'aliment de 1% entraîne un accroissement de 3% de la consommation d'eau [13].

1.3.3. La température ambiante :

La consommation augmente fortement avec la température. Si le rapport « eau/aliment » est de l'ordre de 1,75 – 1,80 avec des pipettes et 1,90 – 2,0 avec des abreuvoirs en température normale, ce rapport est fortement augmenté avec des températures de 28–30°C. Ce rapport sera de l'ordre de 2,10 – 2,20 avec pipettes et plus de 2,50 avec abreuvoirs [4]. Nous allons développer cet aspect plus loin.

1.3.4. La teneur de l'eau en électrolytes :

L'addition d'électrolytes (Na, K, Ca, Mg, Cl, HCO₃, SO₄...etc.) stimule la consommation de l'eau et anime aussi les sujets épuisés par les chaleurs, du fait que les minéraux sont impliqués dans la régulation de la fonction neuromusculaire, et aussi l'équilibre acido-basique du sang et des autres fluides [6].

1.3.5. Programmes d'éclairage :

La lumière est un autre facteur ambiant qui peut influencer la consommation de l'eau. Dans les élevages qui pratiquent des programmes d'éclairage, deux pics distincts de consommation de l'eau et de l'aliment peuvent être observés. Le premier pic est juste après l'éclairage (aube), est le second pic est juste avant que la lumière ne s'éteigne (crépuscule) [6].

1.4. L'abreuvement en climat chaud :

Il est très important de mettre à la disposition des poulets un matériel d'abreuvement suffisant en nombre et de bien s'assurer que les débits (notamment pour les pipettes) soient suffisants, en calculant la consommation

journalière, et en observant aussi le comportement des poulets : s'il y a, en permanence, un grand nombre d'animaux aux pipettes ou aux abreuvoirs, cela signifie que le débit d'eau est insuffisant. Ce matériel devra aussi être réparti correctement dans les bâtiments pour limiter les déplacements, provoquant un stress durant la période de chaleur [4].

On constate en climat chaud aussi une baisse de l'ingestion de l'aliment et une augmentation de celle de l'eau avec une excrétion plus importante dans les fientes et dégradation de la litière [4].

1.5. Abreuvement des poussins :

Les poussins se déshydratent très rapidement, il est donc très important qu'ils puissent boire le plus tôt possible, surtout si leur transport a été long et sous une forte chaleur. Si les poussins paraissent affaiblis à la sortie des cartons, il faut tremper leur bec dans l'eau d'un abreuvoir et les laisser à côté de celui-ci. L'addition de 30 grammes de sucre et d'un gramme de vitamine C par litre d'eau pendant les douze premières heures favorise une bonne réhydratation et une bonne adaptation. Il faut noter que les abreuvoirs de couleur vive attirent la curiosité des poussins [11].

Il faut veiller de ne pas donner l'eau dans des récipients ouverts dans lesquels les poussins peuvent se tremper. Les poussins mouillés perdent vite leur chaleur et peuvent mourir. Ils peuvent aussi se noyer. Des pots à eau inversés dans un plat avec une petite ouverture, des abreuvoirs étroits, des abreuvoirs type cloche et des pipettes sont les mieux adaptés [18].

1.6. Dysfonctionnement en approvisionnement d'eau :

1.6.1. En quantité :

1.6.1.1. Surconsommation :

La surconsommation observée essentiellement l'été lorsque la température de l'eau est trop élevée, elle a pour conséquence l'humidification de la litière, et l'apparition des problèmes sanitaires dus au développement parasitaire et bactérien [19].

1.6.1.2. Sous-consommation : Le manque d'eau

La sous consommation est plus grave, elle a des conséquences sur la mortalité (surtout les poussins), sur les performances (surtout sur les poules pondeuses), cette sous-consommation peut avoir différentes origines : pas assez d'abreuvoirs ou mal adaptés, eau inappétante, stress... etc [19].

L'eau doit être disponible facilement et en tout temps. Si la consommation d'eau est restreinte, les poulets vont croître moins rapidement. Les poulets à griller qui ne consomment que 2/3 ou 1/2 de l'eau désirée vont manger moins et croître aux 3/4 du rythme normal. Sous des climats frais, la restriction de l'eau est utilisée pour ralentir la croissance des reproducteurs ou pour réduire l'incidence de l'ascite. Si l'eau n'est pas disponible en tout temps, les adultes vont pondre moins d'œufs et peuvent souffrir de maladies rénales. Les pondeuses qui manquent d'eau durant une journée ou deux vont cesser de pondre et peuvent prendre 2 à 3 semaines pour s'en remettre [18].

1.6.2. En qualité :

La consommation d'une eau de mauvaise qualité affecte la santé des animaux, nuit aux performances et pourrait être à l'origine de certaines pathologies [20].

Si plusieurs éléments dépassent ses normes pour une eau potable, il convient de suspecter l'eau dans un certain nombre de troubles digestifs ou généraux. Dans tous les cas, l'eau doit être indemne de salmonelles et de germes pathogènes [21].

Une teneur trop élevée en sel dans l'eau potable pourrait avoir à long terme des effets néfastes sur la qualité de la coquille [21].

Beaucoup de problèmes d'élevage sont provoqués par une mauvaise maîtrise de la qualité de l'eau, en particulier, des entéropathies liées à des pollutions souvent importantes (physique, chimique, bactériologique, parasitaires ou virales). L'eau de boisson est parfois le trait d'union pathologique dans un troupeau [10].

La qualité bactériologique influe sur la santé des volailles, des germes sont responsables de pathologies directes, tel que la salmonellose, ou indirecte, telles que les maladies respiratoires [19].

1.7. L'utilisation de l'eau pour le nettoyage et la désinfection :

L'eau chaude permet de dissoudre les sels inorganiques, d'émulsionner les graisses, d'éliminer les résidus organiques. Elle a, de plus, un bref effet bactéricide jusqu'au refroidissement de la surface. L'eau chaude permet aussi le plus souvent de diminuer le temps de décapage et de potentialiser l'action des désinfectants. Cependant, le coût de revient et d'entretien est nettement plus élevé que si l'on utilise l'eau froide [22].

L'eau destinée aux opérations de nettoyage, d'hygiène ou de désinfection doit être d'une qualité acceptable du point de vue microbiologique, elle doit être maintenue à la température souhaitée et appliquée en grandes quantités [22].

1.8. Le matériel d'abreuvement:

1.8.1. Le réservoir :

Au niveau des bâtiments, il est nécessaire d'installer le bac à eau en dehors des bâtiments d'élevage. Sinon dans le magasin, il doit être bien couvert pour éviter la contamination par les poussières d'élevage et la chute des micromammifères (botulisme) [10].

Le départ de la conduite d'alimentation doit se situer à 10 cm au dessus du fond du bac, pour ne pas collecter les matières en suspension qui se déposent. Le

fond du bac doit présenter une vanne de vidange. Il faut prévoir l'installation d'une pompe de désinfection avant l'entrée dans le poulailler [10].

Dans les climats chauds les réservoirs doivent être ombragés parce que la température élevée de l'eau diminuée la consommation [21].

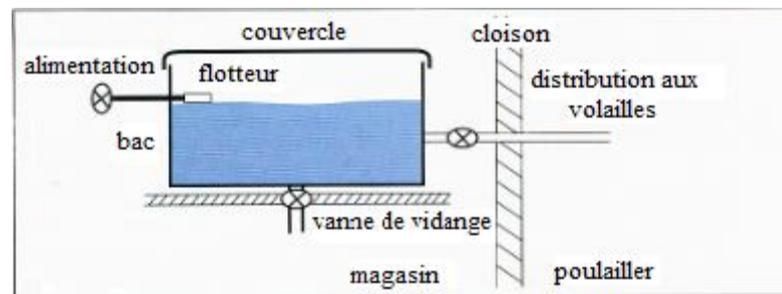


Figure 1.1 : Installation d'un bac réservoir [10].

1.8.2. Les canalisations :

La tuyauterie de polyéthylène est préférable à d'autres matériaux en raison de sa résistance à la corrosion, aux frottements et à son élasticité [23].

Il existe trois types de polyéthylène:

- Polyéthylène basse densité PEBD (tuyau noir et semi-rigide).
- Polyéthylène haute densité PEHD (tuyau noir à bande bleues).
- Polyéthylène réticulé PER (tuyau bleu ou rouge). [24]

Dans les grands élevages les conduites d'eau doivent être enfouies à 40-60 cm sous la surface du sol afin que l'eau se refroidisse avant d'arriver aux volailles. Les tuyaux et les réservoirs doivent être placés à l'abri du soleil [18].

Une étude a montré que le type de matériaux constituant les canalisations avant le sas et entre le sas et les abreuvoirs influence la concentration en flore totale présente en bout de ligne. Dans les élevages équipés de canalisations en PEBD, la quantité de flore totale retrouvée en bout de ligne est toujours inférieure à 10 UFC/ml. Le PEBD est donc préférable par rapport au PEHD [25].

1.8.3. Les abreuvoirs:

De nombreux types d'abreuvoirs sont utilisés. On distingue quatre types principaux :

1.8.3.1. Les abreuvoirs siphoniques:

Remplis manuellement, ils sont obligatoirement utilisés au stade poussin, mais leur emploi pour les animaux adultes pose des problèmes car il y a fréquemment des pertes d'eau lors du remplissage et du déplacement favorisant l'humidité des litières [11].

1.8.3.2. Les abreuvoirs ronds suspendus:

De plus en plus utilisés actuellement, l'arrivée d'eau s'effectue par une valve qui se déclenche en fonction du poids d'abreuvement. Il est important d'avoir une lignée d'abreuvoirs le long de chaque mur. Ces emplacements correspondent souvent au refuge d'animaux faibles ou malades pour lesquels être à côté de l'eau est un facteur essentiel [11].

La hauteur de l'abreuvoir doit être ajustée de sorte que la base de chaque abreuvoir doit correspondre au dos du poulet [26].

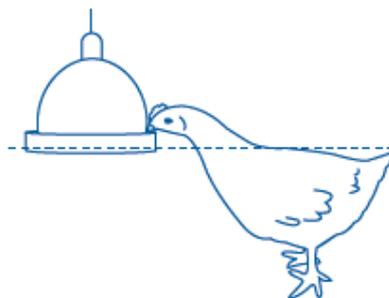


Figure 1.2 : Hauteur de l'abreuvoir rond suspendu [26].

1.8.3.3. Les abreuvoirs linéaires:

Ce sont les plus fréquemment utilisés et parmi ceux-ci les abreuvoirs de type

"niveau constant" sont les plus courants. L'arrivée de l'eau y est commandée par un clapet fonctionnant sous l'action du poids de l'eau, ou par un flotteur, ceci permet de réduire les points d'arrivée d'eau et de minimiser l'investissement [11].

Ils doivent être correctement réglés (à la hauteur du dos) pour éviter que les volailles souillent l'eau de leurs fientes et contaminent l'eau de boisson [27].

1.8.3.4. Les abreuvoirs à pipette:

Les pipettes nécessitent un contrôle attentif ; une pression d'eau élevée peut provoquer le gaspillage d'eau et humidifier la litière, une faible pression diminue la prise d'eau et par conséquent diminue la prise de l'aliment. Les pipettes doivent être à niveau, à la bonne hauteur ; le dos du poussin doit former un angle de 35-45° avec le plancher, et un angle de 75-85° pour les adultes [26].

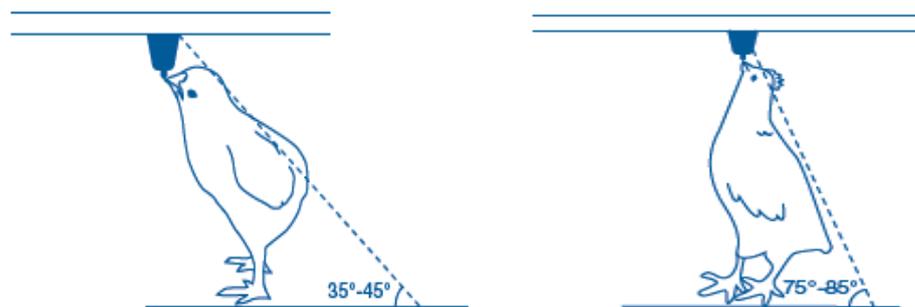


Figure 1.3: Hauteur de l'abreuvoir à pipette [26].

Les pipettes permettent la distribution d'une eau propre à tout moment. Mais en climat chaud, les poules ne peuvent se rafraîchir en trempant leur bec et leurs barbillons. D'autre part, un contrôle visuel du bon fonctionnement des pipettes est impossible contrairement aux autres types d'abreuvoirs [27].

Tableau 1.1 : Normes de matériel d'abreuvement [4].

Normes de matériel	Démarrage	Croissance	Finition
Abreuvoirs siphonide	1/50 poussins	1/50 poussins	1/50 poulets
Linéaire	2 cm/sujet	2 cm/sujet	2-3 cm/sujet
Pipettes	1/5-10 poussins	1/5-10 poussins	1/8 poulets

Dans les grands élevages, on utilise habituellement un système automatique de distribution d'eau. Dans un abreuvoir de type auge, 2 cm linéaires par poulet sont suffisants. Un abreuvoir du type cloche par 80-100 poulets, une coupe par 50 poulets, une pipette par 10-12 poulets [18].

Pour les petits lots de poulets, 3 abreuvoirs de 4 litres ou plus sont suffisants pour 100 poussins. Ces abreuvoirs doivent être nettoyés et remplis chaque jour. L'eau et l'aliment doivent se trouver à moins de 1,5 mètre de tous les poussins [18].

La profondeur de l'eau dans les abreuvoirs ou les coupes doit être suffisante pour un abreuvement facile. Une profondeur de 2 cm est adéquate. Les abreuvoirs doivent être faciles à atteindre et les volailles en poulailler ne doivent pas avoir à marcher trop loin pour atteindre l'eau; moins de 2 mètres pour les poussins et 4 mètres pour les adultes [18].

1.9. Biofilm :

1.9.1. Définition:

Un biofilm est une communauté de micro-organismes (bactérie, champignon, algue ou protozoaire), adhérant entre eux et à une surface, et marqué par la sécrétion d'une matrice adhésive et protectrice. Sa structure est hétérogène, souvent sous forme d'une matrice extracellulaire, et composée de substances polymères [28].

D'autre part la présence de biofilm augmente considérablement le risque de bouchage du circuit (principalement des pipettes) et le développement microbien [24].

Le biofilm est aussi un champ d'éléments nutritifs idéal pour des substances pathogènes. Sa formation dans les conduites d'eau est influencée par l'apport initial de germes, par les paramètres physiques de l'eau (température, pH,

concentration en minéraux, etc.), par la concentration en éléments nutritifs et par le mode de fonctionnement du réseau d'eau (puits, réservoirs, flux d'eau ou stagnation). Il suffit que quelques microbes pathogènes pénètrent dans l'eau et peuplent le biofilm déjà présent, pour que le biofilm soit alors contaminé, fonctionne comme habitat pour toutes sortes de substances et devienne vite un grand problème sanitaire [28].

1.9.2. Protection des bactéries dans un biofilm :

1.9.2.1. Protection passive :

Par sa simple présence, cette matrice protège passivement les cellules dans un rôle de barrière physique contre l'entrée des agents antimicrobiens, détergents et antibiotiques [28].

1.9.2.2. Protection métabolique :

Autre facteur de résistance accrue, pour des raisons qui restent à déterminer, les bactéries entourées de biofilm sont moins actives métaboliquement, donc moins réceptives aux agents antimicrobiens et aux disruptions environnementales [28].

1.9.2.3. Protection génétique :

Dans certains cas, la résistance aux antibiotiques peut être exponentiellement multipliée. En effet, lors de leur implantation dans un biofilm l'expression génétique des bactéries est modifiée, Cet environnement d'échanges de matériel génétique permettent le transfert d'information est donc propice à l'acquisition de nouveaux caractères [28].

1.10. Nettoyage et désinfection de matériel d'abreuvement :

Les systèmes d'eau incluant les réservoirs, les canalisations et les abreuvoirs sont des sites de contaminations diverses qu'il importe de nettoyer et de désinfecter afin de prévenir la propagation de maladies [28].

Le nettoyage et la désinfection du circuit d'abreuvement sont vivement conseillés avant tout traitement de troupeau par l'eau de boisson [10].

Les canalisations doivent être décontaminées après le départ de la bande [12], alors que les abreuvoirs ouverts doivent être décontaminés chaque jour, du fait qu'ils sont facilement contaminés par les sécrétions orales, nasales et par les fientes [18].

Les quatre étapes pour décontaminer les canalisations et le matériel d'abreuvement sont: rinçage, détergence, détartrage et désinfection :

- Nettoyer avec une base forte (détergent) pour éliminer les dépôts organiques.
- Rincer à l'eau claire si possible sous pression
- Nettoyer avec un acide fort (détartrant) pour éliminer les dépôts minéraux.
- Rincer à nouveau.
- Désinfecter avec un désinfectant, laisser agir le produit de façon à décoller les dépôts restants. Bien rincer sous pression [24].
- Tout en laissant un temps de contact de 30 minutes à une heure pour chaque produit utilisé [30].

Une enquête par questionnaire réalisée par ALLOUANE [3] auprès de 20 vétérinaires exerçants dans les wilayas de Médéa et de Blida, a montré que ces praticiens manquent de connaissance concernant l'utilisation des produits de détergence et de détartrage de matériel d'abreuvement. Pour les produits de désinfection, ils utilisent presque tous des produits iodés, alors que les autres produits (ammonium quaternaire, permanganate de potassium...) sont peu utilisés.

CHAPITRE 2

LA QUALITE DE L'EAU DE BOISSON EN ELEVAGE DE POULETS DE CHAIR

2.1. Généralités :

Lors des précipitations, l'eau ruisselle ou s'infiltré et se charge en composants des sols et des roches mères. Ainsi elle peut acquérir des sels minéraux (Ca, Mg, Mn, fer, Sulfates) et, d'autres éléments liés à l'activité de l'homme peuvent être entraînés (matières organiques, nitrates, pesticides, micro-organismes). La nature et l'occupation du sol joue donc un rôle prépondérant. Il arrive que l'eau contienne des substances ou des micro-organismes qui par leur nature et leur concentration peuvent être indispensables, acceptables, indésirables, voire toxiques ou dangereux [3]

L'eau doit être propre et libre de produits chimiques et de minéraux et ne pas contenir de parasites et de bactéries nuisibles [18].

2.2. Normes d'eau de boisson pour les volailles :

Les normes de qualité de l'eau pour la volaille ont été développées à partir de ceux de l'eau potable humaine [6]

Le fait que les volailles sont plus sensibles à des doses élevées de nitrate que les ruminants est un exemple qui révèle que la tolérance des volailles en la qualité de l'eau est différente à celle des autres animaux [6].

Récemment une série d'études ont montrés que des taux élevés de fer (>600mg/l), ou de manganèse (>600mg/l), ou de nitrate (>20mg/l) n'influencent pas les performances, mais ont des effets néfastes sur les équipements et le matériel d'élevage et constituent un milieu favorable de multiplication de certaines

bactéries, par le développement du biofilm [6].

2.3. Qualité de l'eau de boisson :

2.3.1. Qualité organoleptique :

L'eau doit être agréable à boire, claire, fraîche, sans odeur [10]. Comme les bactéries, les parasites et les virus sont invisibles à l'œil nu, une eau au goût et à l'apparence agréables n'est pas forcément potable [32].

2.3.1.1. Couleur :

L'eau est sans couleur, et n'importe quelle couleur dans l'eau peut indiquer un niveau accru de contamination [6].

Une eau naturelle, même une fois traitée n'est jamais rigoureusement incolore si on la compare à une eau distillée [31]. Cela peut être dû à certaines impuretés minérales (fer) mais également à certaines matières organiques (acides humiques, fulviques) [31].

2.3.1.2. Turbidité :

La turbidité est une mesure de clarté de l'eau, elle est un indicateur de la quantité de matière (telle que l'argile, la vase, la matière organique et les micro-organismes) en suspension dans l'eau [33].

Une eau trop turbide peut obstruer les canalisations [6], diminuer l'efficacité de la désinfection [31], colmater les filtres et permettre la prolifération des bactéries. Le traitement de ces eaux consiste en une filtration [10].

2.3.1.3. Température :

Pour l'eau potable, la température maximale acceptable est de 15°C, elle doit être fraîche en été et douce en hiver. Il faudra donc si possible renouveler l'eau des bacs et les protéger du soleil. En hiver, on devra prévenir la formation de

glace. Une eau trop froide est sous consommée et peut provoquer des "coliques d'eau" et des diarrhées. Un thermostat électrique ou le passage des tuyaux sous la lumière permettent de réchauffer l'eau. De plus une température supérieure à 30°C réduit la consommation, et les poulets refusent de boire si la température de l'eau dépasse les 44°C [34].

De plus une température élevée accélère la croissance des micro-organismes, et des algues [31].

2.3.1.4. Gout et odeur :

Les eaux de consommation doivent posséder un goût et une odeur « non désagréable » Ces deux propriétés, purement organoleptiques, sont subjectives et il n'existe aucun appareil pour les mesurer [31].

Les odeurs sont causées par la présence dans l'eau de substances relativement volatiles. Ces substances peuvent être inorganiques comme le chlore, les hypochlorites, le bioxyde de soufre (SO₂) ou le sulfure d'hydrogène (H₂S) ; ou organiques comme les esters, les alcools, les nitrites, les dérivés aromatiques et des composés plus ou moins bien identifiés résultant de la décomposition de matières animales ou végétales (comme les algues) ou encore dus à la pollution [31].

Les ions comme le sodium, le chlorure, les sulfates, le fer et le manganèse peuvent également conférer à l'eau un goût ou une odeur désagréable [31].

2.3.2. Qualité physico-chimique :

L'eau ne doit pas contenir des éléments chimiques indésirables ou toxiques qui entraîneraient des risques à moyen et long terme. La teneur naturelle des sels minéraux doit être équilibrée de façon à ne pas induire dans les canalisations des phénomènes d'entartage ou de corrosion [10].

L'eau qui contient des particules ou des minéraux dissous peut nuire au

fonctionnement des abreuvoirs [18].

Tableau 2.1: Normes physico-chimiques acceptables pour l'eau de boisson des volailles (35, 24).

Paramètre	Normes	
	Tunisie [35].	France [24].
pH	5,5 - 7,5	5,5-6,5
TH	< 30°f	10-15°f
Matière	< 5 mg/l	< 2 mg O ₂ /l
Nitrite	< 0,1 mg/l	< 0,1 mg/l
Nitrate	< 50 mg/l	< 50 mg/l
Fer	< 0,2 mg/l	< 0,2 mg/l
Chlorure	< 200 mg/l	
Ammonium		< 0,5 mg/l
Manganèse		< 0,05 mg/l

2.3.2.1. Dureté :

La dureté ou titre hydrométrique de l'eau est la somme des concentrations en cations métalliques, à l'exception du sodium (Na⁺) et du potassium (K⁺). Dans la plupart des cas, la dureté est surtout due aux ions calcium (Ca²⁺) et magnésium (Mg²⁺). Comme le calcium est un des ions les plus abondants, il devient donc un bon indicateur de la dureté de l'eau. C'est pourquoi on exprime la dureté selon la quantité de trioxycarbonate de calcium (CaCO₃), communément appelé le carbonate de calcium. Cette quantité est exprimée en mg/l [36].

La dureté est mesurée traditionnellement par la quantité de savon développant une mousse permanente, de fait que l'eau dure a besoin d'une quantité considérable de savon pour produire de la mousse (en présence de lessive, le calcium a tendance à se précipiter sous forme de calcaire insoluble, réduisant d'autant l'efficacité des lessives) [37].

On parle souvent de dureté carbonatée (temporaire) et de dureté non carbonatée (permanente). La dureté carbonatée concerne la quantité de carbonates et de bicarbonates qui peut être éliminée ou précipitée par ébullition.

Ce type de dureté est responsable de l'entartrage des canalisations d'eau chaude et des bouilloires. La dureté non carbonatée est due à l'association des cations responsables de la dureté avec les sulfates, les chlorures et les nitrates. On l'appelle également «dureté permanente», car elle ne peut être éliminée par ébullition [37].

Un degré français (1°f) correspond à 10^{-1} mg/L de trioxycarbonate de calcium (CaCO_3).

Tableau 2.2 : Classification de l'eau en fonction de sa dureté [37].

Dureté en °f	Appréciation
7 à 15	douce
15 à 25	moyennement dure
32 à 42	dure
> 42	très dure

Une eau très dure réduit l'efficacité des désinfectants [6], favorise les irritations intestinales, le picage puis le cannibalisme. Ces eaux compromettent la solubilisation de certains médicaments avec des risques de colmatage des circuits d'abreuvements, et diminution de l'absorption intestinale des oligo-éléments [10].

2.3.2.2. Le Potentiel Hydrogène (pH):

C'est la mesure de l'acidité ou de l'alcalinité d'une solution, qui varie de 0 à 14. Un pH d'eau de 6.0 à 6.8 est préféré par les volailles, mais elles peuvent tolérer une gamme plus large de pH de 4 à 8 [6].

Les eaux fortement acides dégradent les canalisations métalliques, les vannes, et les bacs. Elles peuvent causer l'acidose et diminuer la consommation de l'eau, et fragiliser la coquille chez les pondeuses. Un pH fortement basique favorise la prolifération des bactéries pathogènes, et peut causer des troubles digestifs et des diarrhées [10] [33].

Le pH influence le goût, la corrosivité, efficacité de chloration, et d'autres traitements [33].

Une enquête réalisée par FAIRCHILD [38] a montré qu'une concentration élevée en fer et en soufre diminuent le pH de l'eau et qu'un pH inférieur à 3,4 n'affecte pas les performances de poulet.

Une autre enquête réalisée par SUSAN [39] a indiqué qu'il n'existe pas de différence significative dans la consommation de l'eau, le taux de conversion et le poids corporel entre les poulets qui consomment une eau de pH inférieur à 3,4 et ceux qui consomment une eau de pH égal à 5, et qu'une eau de pH avoisinant 4 pourrait créer un environnement hostile pour les bactéries indésirables.

2.3.2.3. Salinité :

La salinité est la somme de tous les sels minéraux présents dans l'eau, y compris le sodium, le calcium, le magnésium, le chlorure, le sulfate et le carbonate. La mesure de salinité est indiquée par la mesure de la conductivité électrique en microsiemens par centimètre (ms/cm) [40]. Elle ne doit pas dépasser 2,5 ms/cm [2].

Une enquête a été réalisé par BENGOUMI [2] au Maroc, sur 55 élevages essentiellement de poulets de chairs, a montré que la moyenne générale des analyses est de 1,44 ms/cm, les valeurs extrêmes sont de 0,15 à 4,31, et que seulement 20 % des échantillons ont une conductivité dépassant les normes.

Une enquête réalisée par MEHDI [41] a montré que les poulets qui commencent à recevoir l'eau saline contenant 0,20% de sodium à trois semaines d'âge sont plus sensibles à la toxicité au sodium que ceux qui commencent à recevoir plus précocement des doses croissantes de sodium de leurs eaux. D'autre part les poulets de chair sont moins résistants que les poules pondeuses à une teneur en sels excédent 0,20%.

2.3.2.4. Le chlorure :

Le chlorure a un certain nombre de fonctions dans le corps, y compris le règlement de la pression osmotique et l'équilibre de pH (avec le sodium et le potassium), il a aussi un rôle important dans la digestion. Un excès de chlorure est synonyme de toxicité en sel (chlorure de sodium). Chez tous les animaux le chlorure de sodium excessif peut avoir comme conséquence la déshydratation, l'insuffisance rénale et les troubles nerveux [33].

A titre indicatif, l'enquête de BENGOUMI [2] a montré que la moyenne de chlorure dans les élevages est de 170 mg/l avec des valeurs extrêmes de 0 à 888 mg/l. et que environ 30% des échantillons ont des teneurs de chlorure dépassant la norme de 200mg/l.

2.3.2.5. Nitrite et nitrate :

2.3.2.5.1. Nitrate :

Les nitrates proviennent de l'oxydation complète de l'azote organique [32]. C'est la forme la plus oxydée de l'azote que l'on retrouve dans l'eau. Une forte teneur en nitrates peut être d'origine naturelle, mais indique parfois la présence de déchets biologiques dans l'eau ou de ruissellement riche en engrais. En trop grande quantité, les nitrates empêchent le sang de transporter l'oxygène vers les tissus humains [42].

Des études récentes ont montré que des concentrations de nitrate de plus de 600 mg/l ne causent aucun effet sur les performances des volailles, La présence de nitrate est un bon indicateur de niveau de contamination de l'eau par les bactéries [6].

Une enquête a été réalisé en France par TRAVEL [25] sur 50 bâtiments d'élevage de dinde, a montré que la moyenne de nitrate dans les échantillons analysés est de 26 mg/l, avec des valeurs extrêmes allant de 0 à 120 mg/l.

A titre indicatif, l'enquête de BENGOUMI [2] a montré que la moyenne de nitrate est de 13,7 mg/l et les valeurs extrêmes oscillent entre 0 et 49,3 mg/l. Celle

de TRAVEL [25] a montré que la moyenne de nitrate est de 26,84 mg/l, minimum de 0 et maximum de 120 mg/l.

2.3.2.5.2. Nitrite :

Des fortes teneurs en nitrite des eaux d'abreuvement correspondant à la réduction des nitrates en nitrite par les anaérobies (clostridies), ces nitrites provoquent une méthémoglobinémie (fixation irréversible de l'hémoglobine du sang) [42], entraînent des troubles respiratoires, cardiovasculaires et nerveux chez les volailles [10].

Les nitrites inhiberaient également l'activité biologique de certaines vitamines (A, E, B6...) [31].

2.3.2.6. Le sodium :

Les jeunes volailles sont très sensibles à l'intoxication au sodium. Un niveau de sodium à plus de 500 mg/l (0,05%) dans l'eau d'abreuvement peut causer la mort des jeunes poussins et dindonneaux d'œdème ou d'ascite. Des fèces molles ou de la diarrhée peuvent aussi apparaître [18].

Le sodium peut être présent dans l'eau sous forme de sulfate (NaSO_4) ou de bicarbonate (NaHCO_3) [18].

Cependant le sodium est un nutriment essentiel chez les volailles, pour la croissance et la production d'œufs [18].

La teneur totale de l'eau en sodium (Na^+) ne devrait jamais dépasser 300 mg/l chez les poulets de chair et 600 mg/l chez les poules pondeuses et les races locales [18].

Une étude faite par AIN BAZIZ [43] a montré que la complémentation de l'eau de boisson de poulet de chair, en période de chaleur, par 5g/l de chlorure de potassium, 5g/l de bicarbonate de sodium et 2ml/l de l'acide acétique durant trois semaines n'améliore pas la croissance et l'indice de conversion.

A titre indicatif, l'étude de BENGOUMI [2] a montré que la moyenne de sodium des 55 échantillons analysés est de 143 mg/l avec des valeurs extrêmes allant de 0 à 529 mg/l.

2.3.2.7. Fer :

FAIRCHILD [38] indique que le fer à des concentrations élevée (> 600 mg/l) ne semble pas affecter la santé de volaille.

Une concentration supérieure à 0,3 mg/l peut favoriser l'installation du biofilm et peut former des particules solides comme l'oxyde de fer, qui peut causer des problèmes aux équipements ; obstruer les abreuvoirs à pipette, diminuer le calibre des canalisations, ce qui a pour conséquence d'humidifier la litière et favoriser la génération de l'ammoniac (NH_3) qui a des effets néfastes sur la santé des poulets [38].

Les eaux à forte teneur en fer sont inappétentes et inhibent la plupart des vaccins vivants, des excès en fer sont associés à une corrosion excessive des canalisations [10], et diminue l'action bactéricide du chlore [24].

A titre indicatif, l'étude de BENGOUMI [2] a montré que la moyenne générale du fer de l'ensemble des échantillons analysés est de 0,69 mg/l, et que 40% des échantillons ont des valeurs de fer dépassant la norme (0,2 mg/l). Celle de TRAVEL [25] a montré que la moyenne des échantillons analysés est de 0,14 mg/l avec des valeurs extrêmes de 0,003 mg/l et de 1,6 mg/l.

2.3.2.8. Cuivre :

Même à des concentrations supérieures à 800 mg/l, le cuivre n'affecte pas les performances des poulets [38].

2.3.2.9. Chloride de potassium :

La supplémentation de l'eau de boisson avec 0,6% de KCl améliore le gain de poids, diminue la température corporelle et améliore la consommation de l'eau, ce qui permet de diminuer le stress dû aux coups de chaleur [44].

2.3.2.10. Magnésium :

Le magnésium comme le fer, ne cause pas des effets négatifs sur la santé de volaille, mais peuvent former des particules solides qui nuisent aux équipements [6].

2.3.2.11. L'ammonium :

La présence d'ammonium traduit une oxydation incomplète de matières organiques et un développement microbien en conséquence d'une pollution organique d'origine végétale ou animale (lisiers) [10].

2.3.2.12. Le phosphate :

Les eaux riches en ions phosphates : PO_4^- , et en ions nitrates : NO_3^- apportent des éléments de croissance aux algues et bactéries, et épuisent les réserves en oxygène dissous dans l'eau par leur prolifération : c'est le phénomène d'eutrophisation rencontré surtout en aval des effluents d'élevage [10].

2.3.2.13. Composants toxiques:

Le taux acceptable varie d'un élément à un autre, mais des éléments tels que le plomb, le sélénium, et l'arsenic devraient être gardés au dessous de 1mg [6], des autres recommandent qu'ils doivent être totalement absents [10].

2.3.2.14. Matières totales dissoutes :

C'est l'ensemble des résidus (sels et minéraux), pesés après évaporation de

l'eau [32].

Ils représentent la quantité totale de matériel solide en suspension ou en solution dans l'eau. Ils n'affectent pas la santé des volailles, mais ont une influence négative sur les équipements et les matériels d'élevage, ce qui pourrait réduire le rendement [6].

2.3.3. Qualité microbiologique de l'eau de boisson :

Les volailles de l'élevage intensif sont beaucoup plus sensibles de ceux de l'élevage en basse cour quant à la qualité de l'eau de boisson, et plus l'élevage est intensif plus les animaux sont sensibles à la qualité microbiologique de l'eau. [45].

La qualité bactériologique de l'eau de boisson est un facteur de risque majeur de troubles digestifs [46].

2.3.3.1. Les micro-organismes dans l'eau de boisson:

Il existe trois principaux types de micro-organismes qu'on peut trouver dans l'eau potable: les bactéries, les virus et les protozoaires [47]. Ils provoquent rarement des maladies mais déstabilisent la flore intestinale, ce qui peut être grave sur des animaux jeunes ou immunodéprimés [10].

2.3.3.1.1. Les bactéries :

Les bactéries les plus pathogènes rencontrées dans les eaux sont les salmonelles, les entérobactéries, les colibacilles et les streptocoques. La multiplication est possible si l'eau contient des matières organiques et des sels minéraux. Elle dépend aussi de la température. Les formes végétatives sont très sensibles au chlore et à l'oxygène mais les spores (clostridies) sont très résistantes [10].

2.3.3.1.2. Les virus :

L'eau n'est qu'un vecteur passif dans lequel les virus ne se multiplient pas et survivent plus ou moins longtemps. Le chlore et l'oxygène ne les détruisent pas et les agrégats de matières organiques les protègent [10].

Il a été trouvé dans l'eau des entérovirus, des ribovirus et des adénovirus. De ces trois virus, ce sont les entérovirus qui résistent le mieux à la chloration [47].

2.3.3.1.3. Les parasites :

Tous les protozoaires et helminthes sont très bien conservés et véhiculés par l'eau, qui est alors un vecteur passif permettant toutes sortes d'infestations animales et/ou humaines [10].

Les oocystes de cryptosporidium sont résistants aux différents désinfectants utilisés en routine pour le traitement de l'eau de boisson, et peuvent rester viables au moins 140 jours [48].

Tableau 2.3: Normes bactériologique de l'eau potable pour poulets de chair, utilisées en France et en Tunisie (24, 35).

Indicateurs	Paramètre bactériologique	Norme en UFC	
		France [24]	Tunisie [35]
Flore totale (FT)	FT à 22 °C	≤ 100 /1ml	≤100 /1ml
	FT à 37 °C	≤ 10 /1 ml	
Flore indicatrice de contamination fécale	Coliformes totaux	0/100 ml	10/100 ml
	E.coli	0/100 ml	0/100 ml
	Entérocoques intestinaux	0/100 ml	10/100 ml
	Bactéries sulfito-réductrices	0/100 ml	<10/100 ml

2.3.3.2. Bactéries indicatrices de pollution :

Comme pour l'eau destinée à la consommation humaine, on ne fait pas la recherche des germes pathogènes pour l'eau de boisson destiné à l'élevage mais des témoins de pollution fécale et des indicateurs d'efficacité de traitements [47].

2.3.3.2.1. Bactérie indicatrice de contamination générale (flore totale) :

2.3.3.2.1.1. Définition

Il s'agit de micro-organismes se développant bien sur milieu ordinaire, ce qui peut exclure un nombre important de germes: c'est le cas des bactéries filamenteuses, des bactéries sulfureuses et ferrugineuses, des germes anaérobies, etc. Cependant la grande majorité de la flore banale et pathogène pourra se développer. Cette numération devient importante si elle permet de suivre une évolution dans le temps [49].

Les dénombrements sont effectués après incubation soit à 37°C, en 24 heures, soit à 22°C en 72 heures. Le dénombrement à 37°C est estimé plus péjoratif que celui à 22°C, surtout pour effectuer un inventaire global de la population bactérienne, l'incubation à 22°C devrait être préférée [50].

2.3.3.2.1.2. Utilité :

- Nous renseigne sur le niveau de contamination globale de l'eau de différents élevages [49] [2].
- Utilisée pour contrôler l'efficacité de traitement de l'eau [50].
- Une forte proportion de flore totale indique une colonisation importante des canalisations par le biofilm [24].

2.3.3.2.1.3. Méthode de dénombrement:

2.3.3.2.1.3.1. Méthode par incorporation en milieu gélosé :

L'eau est inoculée par incorporation dans un milieu non sélectif. La lecture est faite après 24 heures d'incubation à 37°C ou après 72 heures d'incubation à 22°C.

Cette méthode fait cependant subir un choc thermique aux micro-organismes au moment de l'incorporation de la gélose en surfusion [50].

2.3.3.2.1.3.2. Méthode par ensemencement en surface en milieu gélosé

La prise d'essai est disposée à la surface d'une boîte de gélose, où elle est soigneusement répartie à l'aide d'un étaleur. Elle est ensuite incubée dans les mêmes conditions que dans la méthode par incorporation [50].

Cette méthode est plus spécialement adaptée aux eaux contenant des germes susceptibles d'être sensibles au choc thermique. Toutefois, elle n'est valablement applicable qu'aux eaux dont la concentration est supérieure à 200 ou 300 germes par ml [50].

Plusieurs milieux sont destinés plus particulièrement au dénombrement de la flore totale (FT) : gélose numération, gélose PCA, TGE (pour numération totale sur membrane). Les techniques sont normalisées dans la norme V 08-010 (1982)/ ISO 6887 (microbiologie alimentaire – directives générales) [50].

2.3.3.2.2. Bactéries indicatrices de contamination fécale :

De fait que les bactéries pathogènes ne sont pas facilement détectables dans l'eau, la détection de leur présence se fait par l'utilisation des bactéries indicatrices de contamination fécale. Les coliformes fécaux sont le plus communément utilisés [51].

2.3.3.2.2.1. Coliformes totaux et fécaux :

2.3.3.2.2.1.1. Définition :

2.3.3.2.2.1.1.1. Les coliformes totaux :

Sous le terme de «coliformes» est regroupé un certain nombre d'espèces bactériennes appartenant à la famille des Enterobacteriaceae. Ce sont des organismes en bâtonnets, non sporogènes, gram négatifs, oxydase négatifs, facultativement anaérobies, capables de croître en présence de sels biliaries, et

capables de fermenter le lactose, avec production d'acide et d'aldéhyde en 48 heures, à des températures de 35 à 37°C [50].

2.3.3.2.2.1.1.2. Les coliformes fécaux ou thermo-tolérants :

Correspondent aux coliformes qui présentent les mêmes propriétés précédentes après incubation à la température de 44°C [50].

Ils ne constituent pas un taxon précisément défini, mais regroupent des espèces bactériennes telles que *Escherichia coli*, *Citrobacter freundii*, *Hafnia alvei*...etc. cette température de 44°C peut cependant éliminer certaines souches d'origine fécale : moins de la moitié des souches *Enterobacter cloacae* sont capables de se multiplier à 44°C. A l'inverse, les coliformes thermo tolérants ne sont pas tous d'origine intestinale. C'est donc un indicateur assez spécifique mais relativement peu sensible [52].

Le groupe des coliformes s'est vu attribuer ce rôle d'indicateur de pollution parce que les bactéries qui en font partie sont toujours présentes dans les voies intestinales de l'homme et des autres animaux à sang chaud et qu'elles sont excrétées en grand nombre dans les matières fécales. Enfin, l'eau n'est pas un milieu naturel pour les coliformes et leur présence doit au moins être considérée comme une indication de pollution, au sens le plus large [52].

La présence de coliformes totaux, en l'absence de coliformes fécaux, peut être attribuable à une pollution d'origine fécale relativement moins récente ou à la présence de bactéries indigènes normales [47].

Le rapport coliformes thermotolérant /entérocoques intestinaux permet d'avoir une idée sur l'origine de la pollution. Si ce rapport R est <1 c'est une contamination animale, si le rapport R est supérieur à 2,5 c'est une pollution humaine et si le rapport R est compris entre 1 et 2,5 l'origine est mixte [45].

2.3.3.2.2.1.2. Méthode de dénombrement :

2.3.3.2.2.1.2.1. Par filtration sur membrane :

Après filtration de l'eau à étudier, la membrane est disposée sur un milieu gélosé approprié. Ceci permet aux colonies de coliformes de se développer préférentiellement au cours d'une incubation de 24 heures, et sous un aspect suffisamment caractéristique pour autoriser un diagnostic présomptif.

Son domaine d'application privilégiée est les eaux claires ne contenant pas des matières en suspension susceptible de colmater la membrane filtrante [50].

2.3.3.2.2.1.2.2. Le nombre le plus probable (NPP) :

Après ensemencement de plusieurs dilution de l'échantillon, chacune dans une série de tube contenant un milieu de culture non véritablement sélectif mais permettant de mettre en évidence la fermentation du lactose avec production du gaz, repiquer les tubes positifs sur un milieu liquide contenant des sels biliaires ou des agents de surface, incuber soit à 37°C soit à 44°C pour les dénombrements de coliformes ou de coliformes fécaux respectivement et en outre sur un milieu contenant du tryptophane pour mettre en évidence la production d'indole à partir du tryptophane à 44°C par les Escherichia. Coli présumés [50].

La détermination du nombre de tube positifs pour chaque dilution permettra l'établissement du nombre le plus probable de coliformes par le calcul ou la consultation des tables du paragraphe [50].

Cette méthode, est surtout intéressante pour les eaux dont la teneur en matière non soluble fait obstacle à l'utilisation de la filtration sur membrane [50].

2.3.3.2.2.2. Escherichia. Coli :

Sont des coliformes thermotolérants qui produisent de l'indole à partir de tryptophane en 48 heures à 44°C, et présentant les propriétés chimiques

suivantes : citrate -, culture en présence de KCN-, rouge de méthyle+, acétone-, glutamate décarboxylase+ [50].

E. coli fait partie du groupe des coliformes totaux et constitue le seul membre de ce groupe que l'on trouve exclusivement dans les matières fécales des humains et des animaux. Sa présence dans l'eau indique non seulement une contamination récente par des matières fécales, mais aussi la présence possible de bactéries, virus et protozoaires pathogènes. À l'inverse, l'absence d'*E. Coli* dans l'eau potable indique généralement que celle-ci ne contient pas de bactéries intestinales pathogènes. Cependant, comme *E. Coli* est moins résistant à la désinfection que les virus et protozoaires intestinaux, son absence n'indique pas nécessairement que l'eau potable ne contient pas de virus et protozoaires intestinaux [52].

2.3.3.2.2.3. Streptocoques fécaux :

Les streptocoques fécaux constituent une population importante dans le contenu digestif, ils sont présents à raison de 10^7 par gramme de matière fécale chez l'homme, et 10^8 chez l'animal. Ce sont des témoins plus sensibles que les coliformes, dans le cas de contamination fécale d'origine animale [52].

La survie des Streptocoques fécaux dans l'eau est supérieure à celle des salmonelles, ce qui permet de considérer l'absence des streptocoques fécaux dans l'eau comme un bon critère de potabilité, au plan microbiologique [50].

2.3.3.2.2.4. Bactéries sulfito-réductrices :

Leur dénomination est due au fait que ces espèces sont capables de produire de l'hydrogène sulfuré (H_2S) à partir de sulfite de sodium présent dans le milieu. Ces germes ont été considérés comme des germes indicateurs de contamination fécale dans les eaux pendant plusieurs décennies. Leur rôle en tant qu'indicateur de pollution fécale est maintenant controversé depuis les années 1980 [53].

Clostridium perfringens est l'espèce la plus spécifique parmi les clostridiums sulfito-réducteurs. Elle est présente dans les matières fécales, mais elle peut aussi être isolée des eaux superficielles. Elle est notamment considérée comme indicateur de malpropreté des eaux [53].

2.4. La qualité de l'eau et la solubilité des médicaments :

La solubilité des médicaments varie selon :

- La Température : L'augmentation de la température de l'eau améliore la solubilité.
- Le pH : le pH est très important dans la solubilité par ionisation, le plus souvent :
 - Les acides faibles (pénicillines, céphalosporines, sulfamides, quinolones) sont incompatibles en solution aqueuse avec les sels de bases faibles et d'acides forts (chlorhydrate, sulfate), Leur solubilité est améliorée par des alcalinisants
 - Les bases faibles (aminosides, tétracyclines, polypeptides, macrolides, tiamulines) sont incompatibles en solution aqueuse avec des sels d'acides faibles et de bases fortes (sels de sodium : Na⁺, et de potassium : K⁺), leur solubilité est augmentée par des acidifiants organiques (acides acétique, acides citrique) ou minéraux [10].

2.5. Impact de l'élevage sur la qualité de l'eau :

Les risques de pollution peuvent être directs, dus à la proximité d'un élevage des eaux de surface, mais aussi des eaux souterraines. Le risque principal est le risque microbiologique : bactéries (un gramme de matières fécales peut contenir de très grandes quantités de flore fécale), parasites, mycobactéries et virus. Cependant dans certaines régions à forte densité d'élevage il ne faudra pas sous estimer le risque chimique vis-à-vis de l'azote (nitrate) et du phosphore et aux polluants émergents : résidus de médicaments, facteurs de croissance [10].

2.6. Origine de pollution :

La contamination de l'eau peut avoir différentes origines :

- a) origine urbaine : eaux usées provenant des latrines et des fosses septiques.

- b) origine industrielle: polluants et micro polluants organiques (hydrocarbures, solvants, produits de synthèse, phénols) ou inorganiques (métaux lourds, ammoniacque, produits toxiques),

- c) origine agricole: engrais et produits pesticides ou herbicides entraînés par les eaux de pluie et le ruissellement, sans oublier les rejets organiques dus à la présence d'élevages importants [31].

CHAPITRE 3

CONTROLE DE LA QUALITE DE L'EAU DE BOISSON EN ELEVAGE DE POULETS DE CHAIR

3.1. Importance de l'analyse de l'eau :

Il est important d'analyser la qualité de l'eau en fonction de l'usage prévu, afin de prendre des décisions éclairées au sujet de l'eau et de son utilisation [7].

L'alimentation en eau des animaux peut se réaliser à partir du réseau public d'eau mais, aussi très souvent, par une ressource individuelle spécifique à l'élevage : source, puits, forage, mare, étang, rivière. Afin de prévenir les risques zootecniques et sanitaires, ces eaux nécessitent des analyses régulières [7].

L'aviculteur peut prévenir l'apparition de diverses maladies dans le poulailler par le contrôle de la qualité de l'eau, ce qui va diminuer le cout et augmenter le profit [54].

Une analyse régulière est importante pour les raisons suivantes :

- elle permet de définir les problèmes existants
- elle garantit une eau qui convient à l'utilisation prévue
- elle garantit une eau potable sûre
- elle permet de vérifier l'efficacité du système de traitement [55].

3.2. Fréquence d'échantillonnage :

Les eaux de surface plus sujettes à la contamination doivent être analysées au minimum deux fois par an; en fin d'été puis en fin d'hiver. Une fois par an si l'approvisionnement se fait par l'eau de réseau [12].

La qualité de l'eau peut changer pendant les périodes de fortes pluies ou de sécheresse, des contrôles supplémentaires de l'eau pendant ces périodes vont permettre d'assurer que les élevages continuent de recevoir une eau de bonne qualité [6].

Alors qu'il est nécessaire de procéder à des analyses bactériologiques fréquentes pour contrôler la salubrité de l'eau de boisson, les analyses chimiques peuvent être beaucoup plus espacées [7].

3.3. Volume d'eau nécessaire :

Que ce soit pour la numération de la flore totale ou les coliformes, un volume de 100 ml est suffisant, l'analyse de volumes plus grands aura pour effet d'accroître la sensibilité et la fiabilité du test [56].

Dans le cas de la technique de "filtration sur membrane" (FM), si le volume à filtrer est inférieur à 10 ml, l'échantillon doit être dilué avec de l'eau ou un tampon stérile de sorte qu'un volume minimal de 100 ml soit filtré [56].

3.4. Prélèvement :

L'agent responsable du prélèvement devra recueillir un maximum de renseignements en relation avec la qualité bactériologique de l'eau : origine de l'eau, nature du captage, nature du traitement éventuel, causes probables de contamination, importance des pluies avant le prélèvement, température lors du prélèvement [57].

Il est important d'analyser l'eau potable à la source et au bout des canalisations. Ces deux analyses permettent de vérifier l'efficacité du système de traitement et de détecter tout changement dans la qualité de l'eau à la source [32].

Si le prélèvement doit se réaliser sur un robinet, on laisse s'écouler l'eau pendant plusieurs minutes afin de bien purger les canalisations. Puis après on désinfecte le bout de canalisation avec un contact d'une minute minimum avec le

désinfectant. Il est laissé couler de l'eau une nouvelle fois et le prélèvement dans le flacon stérile est alors effectué [7].

Si le prélèvement doit s'effectuer directement dans une masse d'eau, par exemple dans une retenue d'eau superficielle, ou dans un réservoir, les mains doivent être bien lavées avant le prélèvement [53].

Le flacon ne doit être pas totalement rempli, il est laissé un volume d'air d'environ 1/10^{ème} du volume du flacon. Après identification, les échantillons ainsi prélevés sont acheminés rapidement au laboratoire [7].

Les flacons d'échantillonnage doivent contenir du thiosulfate de sodium pour neutraliser le chlore, mais il n'a pas d'action sur l'ammonium quaternaire. Le résultat de l'analyse reflète la qualité de l'eau au moment de l'échantillonnage, et on ne peut pas garantir que le résultat reste le même [7].

La valeur d'une analyse dépend de la façon dont le prélèvement a été effectué, du moment et de l'endroit [11].

3.5. Transport d'échantillon

L'échantillon doit être transporté au laboratoire dans une glacière. L'intervalle entre le prélèvement de l'échantillon et le début de l'analyse ne devrait pas dépasser 24 heures. Lorsque des délais plus importants sont prévus, il faut utiliser une méthode d'incubation retardée. La méthode d'incubation retardée est une modification de la technique de filtration sur membrane standard qui permet le transport de la membrane, après filtration, jusqu'à un laboratoire éloigné pour incubation et analyse [56].

Les échantillons devraient être réfrigérés pour réduire le plus possible les modifications touchant les populations et les concentrations bactériennes. Dans les cas d'analyse tardive, il est particulièrement important de noter la durée et la température de conservation de l'échantillon, étant donné que cette information influe sur l'interprétation des résultats [56].

3.6. Mesures à prendre après identification des points contaminés:

Si les analyses montrent une contamination bactériologique, dans un premier temps, on cherchera à protéger la source d'approvisionnement. La contamination des puits par les eaux de ruissellement (eaux de surface) s'avère une situation souvent rencontrée. Pour limiter ce phénomène, il suffit de rehausser le puits de captage, et mettre un couvercle étanche pour empêcher la pénétration de corps étrangers, puis ensuite le vidanger, le nettoyer et le désinfecter [7].

Les particules et le fer peuvent être enlevés par un filtre à sable et un réservoir à décantation, les algues en croissance sont plus difficiles à contrôler. Il faut alors un nettoyage et un rinçage régulier [18].

Les mesures immédiates les plus courantes sont l'augmentation de la dose de chlore, la vidange et le rinçage des conduites d'eau principales, l'utilisation d'une autre source d'approvisionnement en eau [55].

3.1. Traitement de l'eau :

Une très grande quantité de bactéries peuvent se développer dans les étangs, dans certains puits, dans les lignes à eau et dans les coupes ou abreuvoirs; il faut donc mettre en place un programme périodique ou continu de désinfection de l'eau et de détartrage des conduites d'eau [18].

La désinfection est un traitement destiné à éliminer les micro-organismes pathogènes, bactéries, virus, parasites, ainsi que la majorité des germes pathogènes moins résistants [58].

3.7.1. Le chlore :

L'agent de désinfection le plus recommandé est chlore de fait de son efficacité, son faible cout, son utilisation aisée et pratique et son innocuité pour les poulets lorsqu'elle est adéquatement appliqué [54].

Le chlore est dissocié dans l'eau en acide hypochloreux, et en ions d'hypochlorite, le niveau respectif de ces deux formes de chlore dépend du pH de l'eau, l'acide hypochloreux, est 120 fois plus actif que l'ion d'hypochlorite, il est mieux que le pH de l'eau reste inférieur à 7, pour que le chlore soit plus efficace [12].

La dose adéquate de chlore pour les poulets est de 0,3 mg/l, mais ils peuvent tolérer des concentrations résiduelles de chlore de plus 1 mg/l. Des concentrations de 0,5 mg/l sont indiquées pour contrôler la formation de biofilm. La présence de matériel organique est rapidement inactive le chlore, donc les abreuvoirs doivent lavés chaque jour pour éviter l'accumulation de matériel organique. Le chlore doit être suspendu deux jours avant vaccination par des vaccins vivants via l'eau de boisson, l'approvisionnement par l'eau chlorée peut être repris 4 heures après vaccination [54].

Le chlore a des propriétés bactéricides à la dose de 0,2 mg/l en bout de ligne, virucide à la dose de 0,5 mg/li en bout de ligne, et aussi fongicide, sporicide, algicide. Il nécessite un temps de contact de 10 à 20 minutes pour l'effet bactéricide, et de 20 à 45 minutes pour l'effet virucide [59].

La chloration de l'eau est efficace pour tuer les bactéries nocives, et les autres micro-organismes, les protozoaires et les entérovirus sont plus résistant à la chloration que les bactéries [60].

3.7.2. Dioxyde de chlore

Même efficacité de désinfection que le chlore pour des concentrations moindres (0,1 mg/l en bout de ligne), rémanence importante d'environ 72 heures, le PH entre 4 et 10 n'affecte pas son efficacité, il est plus efficace que le chlore pour la destruction spores, bactéries, virus, et autre organismes pathogènes, il a un temps de contact inférieur à celui de chlore, n'a pas d'odeur distincte, détruit le biofilm, et prévient leur formation [61].

L'unité de production de dioxyde de chlore est coûteuse, son coût de fonctionnement est très supérieur à celui de traitement au chlore, leur utilisation à une dose supérieure à 0,5 mg/l favorise l'apparition d'un mauvais goût [61].

3.7.3 L'hypochlorite de sodium (NaOCl, eau de javel): (commercialisé en Algérie)

L'hypochlorite de sodium est une solution claire légèrement jaune, avec une odeur caractéristique. L'eau de javel contient environ 5% d'hypochlorite de sodium avec un pH de 11, irritant et corrosif [62].

Avantage :

- Riche en chlore (environ 150g de chlore par litre).
- Facile à manipuler.
- Disponible avec un coût modéré [62].

Inconvénient :

- Ne devrait pas rester en contact avec l'air, car cela peut provoquer sa désintégration.
- L'hypochlorite de sodium et le chlore ne désactivent pas certains parasites (Giardia Lambia et cryptosporidium) [62].

3.7.4. Le dichloroisocyanurate (DCCNa) : (commercialisé en Algérie)

Présente certains avantages par rapport à l'eau de javel et autres produits générateurs de chlore [24].

Se présente sous forme d'un bloc solide cristallin blanc qui peut être disponible sous la forme de poudre, comprimés, granulés, s. Dissout dans l'eau (solubilité 30g par 100 ml à 25°), il libère rapidement de l'acide hypochloreux (le composant actif) et du cyanurate de sodium [24].

C'est un bactéricide même en présence de matières organiques, son activité contre les mycobactéries est deux fois supérieure à celle de l'hypochlorite de

sodium. Il a une activité sporicide que n'a pas l'hypochlorite. Contre les virus son activité est similaire à celle de l'hypochlorite, mais plus rapide même en présence de matière organique [62].

3.7.5. Peroxyde d'hydrogène :(commercialisé en Algérie)

Ce produit a un fort pouvoir oxydant, bactéricide, fongicide, virucide, sporicide mais aussi acidifiant [61].

Il a un spectre large même contre les mycobactérium tuberculosis, et efficace quelque soit le PH et la dureté de l'eau, il ne modifier pas le gout et la couleur de l'eau [61].

Plus chère que le chlore pour les concentrations recommandées ; corrosion des pièces métalliques (fer, galvanisé...), ne pas utiliser en mélange avec du chlore [61].

3.7.6. Sulfate de cuivre :

Le sulfate de cuivre en solution peut contrôler les champignons et les algues mais peut être toxique pour les volailles [18].

CHAPITRE 04

ETUDE EXPERIMENTALE

4.1. Problématique :

A l'issue d'une revue de la littérature sur le thème de la qualité de l'eau de boisson en élevage avicole, nous avons obtenu des éléments de réponse :

- a) l'eau constitue un point critique dans l'assurance de la qualité du produit et de la productivité de l'élevage [2], malheureusement chez nous, le vétérinaire et l'éleveur y prêtent peu d'attention et rares sont les aviculteurs qui connaissent et contrôlent la qualité de l'eau dans leurs élevages [3].
- b) Dans notre pays, peu d'informations ont été retrouvées quant aux paramètres reflétant la qualité d'eau de boisson. Quelques travaux ont été réalisés dans les pays voisins, citant à titre d'exemple le travail de BENGOUMI [2] au Maroc, et le travail de BENYOUNES [35] en Tunisie.
- c) Afin de contrôler la qualité bactériologique de l'eau, les auteurs ont recherché des indicateurs de contamination générale (flore totale) [63] [25] [2], et/ou fécale (coliforme fécaux, E coli...etc.) [63] [25] [2] [35]. Le plus souvent par deux prélèvements ; l'un au réservoir l'autre en bout de ligne [35] [63], ou par un prélèvement en bout de ligne [2].
- d) Et pour contrôler sa qualité physico-chimique, les auteurs ont cherché plusieurs éléments ; la dureté, la salinité, le pH, le fer...etc. [35] [63] [2] [35] par un prélèvement effectué au niveau du réservoir [35] [63] [2].
- e) Nous avons trouvé peu d'études économiques sur le sujet [64]
- f) Pour mieux connaître la qualité bactériologique de l'eau dans nos élevages avicoles, nous avons choisi, de nous limiter à la flore totale (FT) pour les raisons suivantes :

- Elle est un indicateur de pollution générale de l'eau de boisson [49] [2].
- Elle est la plus recommandée pour suivre l'évolution de la qualité bactériologique de l'eau [49].
- C'est la première étude dans ce domaine, et nos moyens ne nous permettent pas de rechercher tous les indicateurs de contamination à la fois.

g) Pour les paramètres chimiques nous avons choisi deux critères qui sont revenus le plus souvent en bibliographie: la dureté, et le pH [35] [63] [2] [35].

4.2. Objectif

Les objectifs des enquêtes descriptives peuvent être distingués en objectifs général et objectifs détaillés. Il importe de respecter un principe fondamental qu'est de ne fixer que des objectifs de type descriptifs à une enquête descriptifs [65].

Notre objectif principal est de décrire la conduite d'élevage et connaître la qualité de l'eau de boisson des élevages de poulets de chair de la commune d'El-Omaria. Plus précisément, nous voulons:

- A. Connaître la conduite d'élevage des éleveurs, en ce qui concerne l'eau de boisson et le matériel d'abreuvement.
- B. Connaître la qualité de l'eau :
 - La proportion de bâtiments d'élevage ayant une eau impropre à la consommation, selon la qualité bactériologique globale (flore totale) et chimique (pH et dureté).
 - L'évolution de la qualité bactériologique globale de l'eau de boisson entre réservoir, bout de ligne et dernier abreuvoir, dans chaque bâtiment d'élevage.
- C. Etablir une étude économique cout-bénéfice.

Conformément à ces 3 objectifs, cette étude expérimentale sera divisée en trois parties.

4.3. Matériel et méthode :

Nous allons présenter les matériels et méthodes d'enquête on s'inspirant de l'approche décrite par TOMA [65]:

- Il s'agit d'une enquête descriptive transversale (réalisée pendant un temps court et permettant d'avoir une image instantanée du phénomène de santé étudié)
- Unité épidémiologique : bâtiment d'élevage de poulet de chair, étant donné qu'il est le type d'élevage le prédominant.
- Période d'étude: printemps 2010.
- Définition de cas: on considère un cas, tout bâtiment de poulet de chair alimenté avec une eau de boisson non conforme aux normes de potabilité selon les critères suivants :
 - Flore totale : contamination supérieure à 100 unités formant colonie par millilitre (UFC/ml) [35].
 - Dureté : supérieure à 30 f° [35].
 - pH : inférieur à 5,5 ou supérieur à 7,5 [35].

A noter, qu'en l'absence des critères de potabilité de l'eau de boisson spécialement conçues pour les poulets de chair dans notre pays, nous avons utilisé les critères appliquées en Tunisie, étant donné que c'est un pays proche de nous, où nous partageons à peu près les mêmes pratiques d'élevages.

4.3.1. La région d'étude :

Nous avons pris l'exemple de la commune d'El-Omaria, qui est une région qui connaît une assez forte densité d'élevages avicoles. Les vétérinaires de la commune estiment qu'il y a environ 100 bâtiments d'élevages de poulets de chair. La subdivision avicole de la commune a évalué la production durant l'année 2009 d'environ 450 mille poulets de chair.

Cette commune est située à 37 Km à l'est du chef lieu de la wilaya de MEDEA, l'altitude y est de 900 mètres, le terrain est accidenté. Le climat et

pluvieux et froid en hiver où la température atteint 8°C le jour, 0°C la nuit, et sec en été avec une température qui oscille entre 40°C le jour et 20°C la nuit (estimation personnelle).

Par rapport à la qualité de l'eau d'abreuvement, le bureau d'hygiène de la commune recense 123 points d'eau (104 puits et 19 sources), 13 châteaux d'eau alimentés par 05 forages, et deux oueds.

Cinq (05) vétérinaires activent à titre privé dans la commune, pour une centaine de bâtiments d'élevage poulet de chair. Quatre d'entre eux interviennent en clientèle mixte (rurale / aviculture). Parmi les quatre, trois (03) ont participé à l'enquête, et suivent environ 50 bâtiments d'élevages (et peut atteindre 80 selon l'évolution saisonnière du marché: prix, période de l'année...etc.).

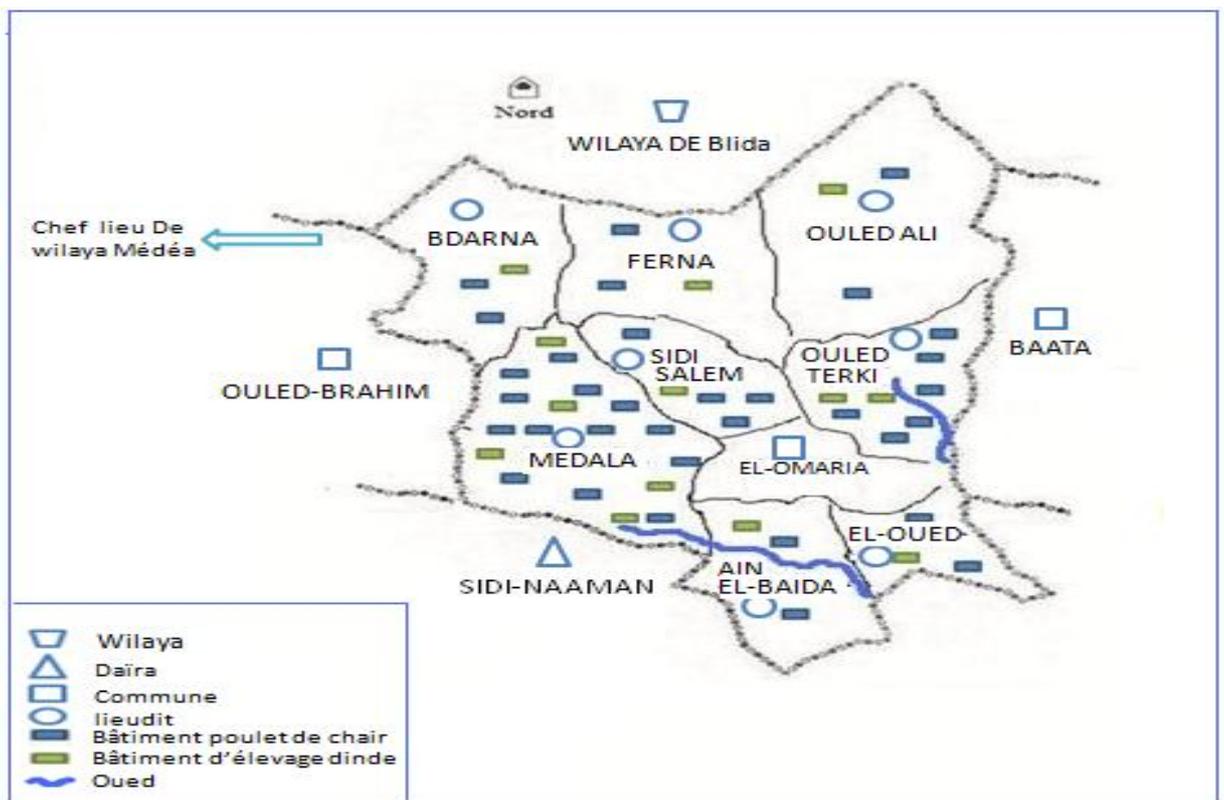


Figure 4.1: Carte géographique de la commune d'El-Omaria (faite par l'auteur)

4.3.2. Population d'étude :

4.3.2.1. Critère d'inclusion :

Nous avons considéré la population d'étude prédominante, à savoir les

bâtiments d'élevage privés de poulet de chair. Dans le souci d'homogénéiser la population d'étude, nous avons limité l'étude aux poulaillers dont les poulets sont âgés entre 35 et 45 jours.

4.3.2.2. Critère d'exclusion :

Afin de diminuer la variabilité des résultats, nous nous sommes concentrés sur le même type de production. Nous avons donc exclu tous les bâtiments d'élevage de dinde, de poule pondeuse, de repro-chair, ou de repro-ponte.

4.3.3. Echantillonnage :

L'image de la population obtenue par mesure sur l'échantillon doit être exacte et précise [65].

4.3.3.1. La taille de l'échantillon: (conditionnant la précision des résultats)

Pour pouvoir déterminer la taille l'échantillon, on doit disposer d'une prévalence attendue, et d'une précision relative [65].

4.3.3.1.1. Prévalence attendue:

C'est le pourcentage approximatif des bâtiments d'élevage approvisionnés par une eau de boisson impropre à la consommation. Ceci peut paraître paradoxal puisque nous voulons déjà le déterminer par cette étude ! L'un des moyens utilisés pour se doter d'une prévalence attendue, est d'utiliser les résultats des autres enquêtes faites auparavant sur le même sujet [65].

Au vu de l'étude marocaine réalisée par BENGOUMI [2], 35% des eaux analysées ont des valeurs de flore totale non conforme à la norme, nous pouvons donc utiliser ces résultats et considérer la prévalence attendue de 35%.

4.3.3.1.2. Précision relative souhaitée:

Elle est fixée par l'enquêteur en fonction de ses besoins. Plus la précision relative est faible, plus le nombre de bâtiments d'élevage doit être élevé, et donc plus le coût de l'étude sera lui-même élevé [65].

Du fait de peu de moyen et de temps que nous avons, ainsi le faible nombre

d'enquêteurs (une seule), nous avons choisi une précision relative moyenne de 50 %

Le tableau suivant donne la taille de l'échantillon par insertion entre la colonne 35% et la ligne 50%, soit 29 unités.

Tableau 4.1: nombre de sujets nécessaire pour l'estimation d'une prévalence en fonction de la prévalence attendue et de la précision relative souhaitée, dans une population «infinie» (taux de sondage <10%) [65].

Précision relative	Prévalence attendue													
	1	2	3	4	5	10	15	20	25	30	35	40	45	50
10p.cent	3	188	214	22	300	45	177	537	15	897	71	577	470	38
20p.cent	9	470	310	305	825	86	54	385	28	225	17	145	118	97
30p.cent	4	209	381	102	812	38	24	171	12	100	80	65	53	43
40p.cent	2	117	777	57	457	21	13	97	73	57	47	37	30	25
50p.cent	1	75	497	36	292	13	88	62	47	36	29	24	19	16
60p.cent	1	523	346	25	203	97	61	43	33	25	20	17	14	11
70p.cent	777	385	254	18	149	71	45	32	24	19	15	13	11	10
80p.cent	595	295	195	14	115	55	35	25	20	17	14	13	11	10
90p.cent	500	250	167	12	100	50	33	25	20	17	14	13	11	10
100p.	500	25	167	12	100	50	33	25	20	17	14	13	11	10

Nous avons ici un taux de sondage 29/50, donc supérieur à 10%, Avec le recours au tableau suivant, qui donne la taille de l'échantillon nécessaire par intersection entre la colonne taille de la population et la ligne taille de l'échantillon la taille de l'échantillon sera 20 unités.

Tableau 4.2 : tableau donnant le nombre de sujets nécessaire pour un échantillon correspondant à un taux de sondage supérieur à 10p. Cent, à partir du nombre n donné par le tableau précédent pour différente valeurs de n et différente taille de population [65].

n	Taille de la population													
	50	100	150	200	250	300	350	400	450	500	600	700	800	900
10	9	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
20	15	17	18	19	19	19	19	20	20	20	20	20	20	20
30	20	24	25	27	27	28	28	28	29	29	29	29	29	30
40	23	29	32	34	35	36	36	37	37	38	38	39	39	39
50	25	34	38	40	42	43	44	45	45	46	47	47	48	48
60	28	38	43	47	49	50	52	53	53	54	55	56	56	57
70	30	42	48	52	55	57	59	60	61	62	63	64	65	65
80	31	45	53	58	61	64	66	67	68	69	71	72	73	74
90	33	48	57	63	67	70	72	74	75	77	79	80	81	82
100	34	50	60	67	72	75	78	80	82	84	86	88	89	90

4.3.3.2. Le tirage au sort (conditionnant l'exactitude des résultats) :

On croit souvent qu'un échantillon n'est représentatif que s'il est suffisamment grand. C'est faux. Un échantillon si petit soit-il, est représentatif dès lors qu'il résulte d'un tirage au sort [65].

Parmi les 50 bâtiments d'élevage suivis par les 3 vétérinaires, il a été prévu de tirer au sort 20 bâtiments grâce à une table de nombre au hasard [64], il s'agit d'un échantillonnage aléatoire simple. Les aviculteurs qui n'acceptent pas de participer à l'enquête, ou dont les poulets ont l'âge supérieur à 45 jours, seront remplacés par les suivants de la liste.

4.3.4. Analyse statistique:

Un élément capital à comprendre est la différence entre le résultat obtenu sur l'échantillon et la valeur véritable dans la population. A cause du hasard et des inévitables fluctuations d'échantillonnage qu'il entraîne, il n'est pas possible purement et simplement d'établir une équation d'égalité entre le résultat obtenu sur l'échantillon et la valeur du résultat dans la population, on ne peut qu'estimer cette valeur [66].

Pour cela nous avons présenté tous les résultats obtenus avec un intervalle de confiance, au sein du quelle la vraie valeur, celle de la population a une probabilité donné d'être située. Nous avons choisi une probabilité de 95% dans notre étude.

Si la taille de l'échantillon représente plus de 10% de celle de la population, l'intervalle de confiance à 95 % serait : $p \pm 2\sigma / \sigma = \sqrt{pq/n}$ [65].

p : pourcentage déterminé sur l'échantillon n de la population N.

q : complément à 100% de pourcentage déterminé.

4.3.5. Première partie: enquête sur les pratiques d'élevage

4.3.5.1. Fiche technique :

Afin de collecter des informations en relation avec l'eau de boisson et le matériel d'abreuvement, nous avons conçu une fiche technique à remplir à

l'occasion des visites d'élevage, en rapport avec :

- les matériaux de construction.
- l'éleveur et son âge, son niveau de formation.
- La source d'eau, sa nature, moyen de transport, source de pollution la plus proche.
- L'eau de boisson, analyse, traitement, potabilité.
- Le matériel d'abreuvement, premièrement le réservoir, sa nature, son emplacement, état de propreté, les canalisations, nature, présence de biofilm, les abreuvoirs, nature, nombre, hauteur, propriété...etc.
- La litière sa nature, humide ou sèche.
- Le nettoyage-désinfection (N-D) du matériel d'abreuvement ; les produits utilisés, le protocole suivi, et la fréquence de N-D au cours de la bande.

Chacune des réponses qualitatives a été cochée sur la fiche puis codifiée pour faciliter l'interprétation des résultats. La fiche technique figure en annexe.

4.3.6. Deuxième partie: qualité bactériologique et chimique

4.3.6.1. Prélèvement :

Les prélèvements ont été effectués en même temps que nous avons rempli les fiches techniques, ils sont au nombre de trois dans chaque bâtiment:

- le premier au niveau du réservoir, pour la recherche de la flore totale et la mesure de la dureté et du pH.
- Le deuxième en bout de ligne du dernier abreuvoir, pour la recherche de la flore totale.
- Le troisième dans le dernier abreuvoir, pour la recherche de la flore totale et la mesure du pH.

Le prélèvement à été fait dans des boites en plastique de 100 ml à usage unique, les mains gantées. Pour le réservoir et l'abreuvoir, les flacons sont remplis en plongeant le flacon dans l'eau. Pour le bout de ligne, on laisse s'écouler l'eau pendant deux minutes environ, puis on désinfecte le bout de ligne avec une

flamme, puis on laisse s'écouler l'eau une nouvelle fois puis on remplit le flacon, tout en laissant un volume d'air d'environ $1/10^{\text{ème}}$ du volume de flacon, et de prendre en considération d'ajouter du thiosulfate de sodium aux eaux chlorées. Après identification, les flacons sont placés dans une glacière et acheminés dans un délai qui ne doit pas dépasser 24 heures au laboratoire.



Figure 4.2: Prélèvement au réservoir, en bout de ligne du dernier abreuvoir et au dernier abreuvoir.

4.3.6.2. Analyse de laboratoire

4.3.6.2.1. Flore totale

Il existe deux méthodes pour le dénombrement de la flore totale : méthode par incorporation en milieu gélosé, et méthode par ensemencement en surface sur milieu gélosé. Nous avons choisi la deuxième méthode parce que c'est elle qui convient le plus aux eaux dont la concentration en germes est susceptible d'être supérieure à 100 colonies par ml [36].

L'analyse et le dénombrement se fait conformément aux normes T 90-401 (1984) et T 90-402 (1984) concernant le dénombrement des micro-organismes revivifiables en gélose (gélose numération ou PCA) [36].

- Préparation des boîtes de gélose : elles doivent être préparées (coulées, solidifiées, refroidies) et convenablement séchées avant le début des manipulations.
- Dilution : introduire dans une série de tubes stériles correspondant au nombre de dilutions à effectuer, 9 ml d'eau physiologique. Prélever ensuite deux fois 1ml d'échantillon bien agité, et ensemencer un prélèvement dans une boîte de gélose et déposer l'autre dans le premier des tubes contenant 9 ml. Agiter le tube de dilution de $1/10$ ainsi préparé, prélever à l'aide d'une

nouvelle pipette deux fois 1 ml, et déposer l'un dans le deuxième tube (réalisant ainsi la dilution à 1/100), et ensemercer l'autre dans une boîte de gélose. Continuer ainsi jusqu'à ce que toutes les dilutions nécessaires aient été effectuées [36].

A noter que nous avons effectué des dilutions jusqu'à 10^{-3} pour les prélèvements provenant des réservoirs, 10^{-5} pour les prélèvements de bout de ligne, 10^{-8} pour les prélèvements de dernier abreuvoir.

- Ensemencement : agiter l'échantillon à analyser, prélever un 1ml avec une pipette graduée, déposer à la surface de la gélose, où il est uniformément réparti à l'aide d'un étaleur stérile [36].
- Incubation : les boîtes sont ensuite incubées à une température de 22°C pendant 72 heures [36].
- Lecture : les germes se présentent sous forme de colonies lenticulaires poussant en surface. La lecture a été faite à l'aide d'un compteur colonies.



Figure 4.3: Compteur colonies

Le nombre de colonies comptées sur une boîte multiplié par l'inverse du rapport de dilution, indique le nombre de colonies contenues dans 1 ml, tout en tenant compte de ne dénombrer que les boîtes contenant entre 30 et 300 colonies [36].

Les résultats sont exprimés en UFC (unité formant colonie). Cette expression tient du fait qu'une seule colonie visible peut provenir en réalité de plusieurs cellules agglutinées [36].



Figure 4.4: Analyse de laboratoire; flore totale.

4.3.6.2.3. La dureté

Introduire 50 ml d'eau à analyser dans une fiole conique de 250 ml, ajouter 4 ml de solution tampon et trois gouttes de solution de noir eriochrome T. La solution se colore en rouge foncé ou violet. En maintenant une agitation, verser la solution d'EDTA rapidement au début puis goutte à goutte lorsque la solution commence à virer au bleu. Vérifier que la coloration ne change pas par l'addition d'une goutte supplémentaire d'EDTA.

La concentration totale en bicarbonate de calcium, exprimée en milliéquivalent par litre, est donnée par l'expression : $1000 \times \frac{c \times v_1}{v_2}$

C= concentration en équivalents par litre de la solution d'EDTA.

V1= volume en ml de la solution d'EDTA.

V2= volume d'échantillon



Figure 4.5: Analyse de laboratoire; la dureté.

4.3.6.5. Le pH :

Le pH de l'eau a été mesuré à l'aide d'un pH-mètre au niveau de laboratoire.



Figure 4.6: Mesure de pH à l'aide de pH-mètre.

4.3.6.3. Analyse statistique :

Pour comparer les résultats bactériologiques (FT) et chimiques (pH) obtenus entre réservoir et bout de ligne, et entre bout de ligne et derniers abreuvoirs, nous avons utilisé le test de Student, [68].

Le test consiste à calculer la quantité t_0 observée sur l'échantillon et la comparer ensuite à la valeur seuil de la loi de Student à $(n_A + n_B - 2)$ ddl, au risque α

$$t_0 = (m_A - m_B) \sqrt{s^2 (1/n_A + 1/n_B)}$$

- m_A : la moyenne observée sur l'échantillon
- m_B : la moyenne observée sur l'échantillon B
- n_A : la taille de l'échantillon
- n_B : la taille de l'échantillon B
- S^2 : variance commune estimée: $[(n_A - 1) s_A^2 + (n_B - 1) s_B^2] / (n_A + n_B - 2)$
- Si $|t_0| < t_{(n_A + n_B - 2); \alpha/2}$: la différence n'est pas significative risque d'erreur = α
- Si $|t_0| > t_{(n_A + n_B - 2); \alpha/2}$: la différence est significative (risque d'erreur = α) [67].

Pour le dénombrement des colonies nous avons exprimé le nombre obtenu avec un intervalle de confiance, la limite inférieure de cet intervalle est $c - 2(1 + \sqrt{c})$, et la limite supérieure est $c + 2(1 + \sqrt{c})$, c est le nombre de colonies comptés [36].

4.4. Résultats et discussion :

Avant d'aborder les résultats de l'enquête proprement dite, nous allons évaluer la précision et la représentativité des résultats:

4.4.1. La précision:

Nous la considérons comme satisfaisante, puisque nous avons travaillé sur un échantillon de 20 bâtiments, issu d'une région qui comporte une centaine de bâtiments. Soit 20% de la totalité des bâtiments.

4.4.2. La représentativité:

Nous n'avons pas pu effectuer de tirage au sort des bâtiments d'élevage, comme prévu au début de l'étude. Les vétérinaires que nous avons accompagnés, nous ont emmenés vers des élevages de convenance, selon leur choix. Il faut dire que peu d'aviculteurs laissent entrer les étrangers et encore moins ceux qui veulent effectuer une enquête ou des analyses. Donc nous sommes manifestement devant un cas (fréquent) de biais d'échantillonnage, même si les vétérinaires nous ont informés que tous les élevages privés de la commune fonctionnent selon les mêmes pratiques. Le risque de variabilité des résultats suite à l'existence de différentes catégories d'élevage (traditionnels, industriels... etc.) serait plus grande si nous avions travaillé à l'échelle d'une wilaya ou à l'échelle nationale.

C'est la raison pour laquelle nous avons choisi l'échelle communale (le fait d'avoir plus de chances de travailler sur une région assez homogène sur le plan du type et des pratiques d'élevage). Cette approche nous permettrait d'extrapoler nos résultats sur l'ensemble des élevages de poulets de chair de la commune, même si le tirage au sort n'a pas été respecté.

Il faut noter que nous avons obtenu des réponses sur toutes les questions posées aux aviculteurs (taux de non-réponse quasi nul), et cela tient au fait que les questions que nous avons posées ne sont pas gênantes, ainsi nous étions accompagnés par le vétérinaire praticien ce qui a été rassurant pour les éleveurs.

4.4.3. Pratique d'élevage :

4.4.3.1. Bâtiments d'élevage :

4.4.3.1.1. Les Murs :

La quasi-totalité des murs sont construits en parpaing (75 ± 17)%, alors que (25 ± 18)% sont construits en pierre. Sachant que le parpaing est moins isolant que la pierre, les poulets auront tendance à consommer plus d'eau durant les mois chauds de l'année.

4.4.3.1.2. La toiture :

La toiture était dans (60 ± 20)% des bâtiments visités, en tôle ondulée, (15 ± 14)% en aluminium, (15 ± 14)% en tuile et (10 ± 12)% en béton.

L'inconvénient de la tôle ondulée est quelle est peu isolante (froide en hiver, chaude en été), même chose pour l'aluminium, par contre la tuile assure une bonne isolation mais nécessite l'utilisation d'une charpente robuste, un peu couteux [11]. Le béton assure aussi une bonne isolation, nous avons trouvé ce genre de toiture dans des maisons abandonnées aménagées pour l'élevage.

La toiture est faite dans (80 ± 16)% en double pente, (20 ± 16)% sans pente. La double pente est bénéfique puisqu'elle permet à l'air chaud de s'accumuler sous la toiture et rester éloigné des volailles puis d'être évacuer par les ouvertures pratiquées dans le plafond [27]. Dans les cas des toitures sans pente, nous pouvons considérer que durant les mois de chaleur, les poulets ont tendance à consommer une plus grande quantité d'eau.

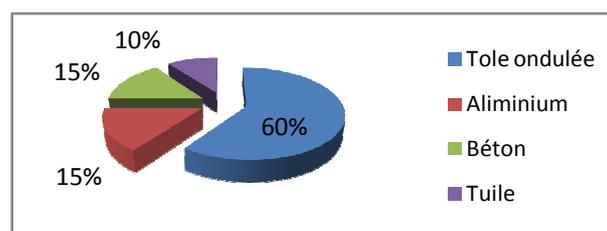


Figure 4.7: Les différents type de toiture

4.4.3.1.3. Le sol :

Le sol est en terre battue dans $(70 \pm 18)\%$ des bâtiments, $(30 \pm 18)\%$ en béton. La terre battue à l'inverse du béton absorbe l'humidité, mais elle est difficile à nettoyer et désinfecter [11]. L'humidité abondante sur un sol bétonné crée un milieu adéquat pour la multiplication des bactéries et parasites, et favorise la génération de l'ammoniac, qui facilite l'installation des maladies respiratoires.

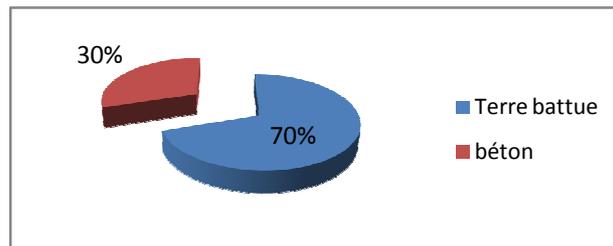


Figure 4.8 : Nature du sol

4.4.3.1.4. Surface/densité :

La taille des bâtiments varie de 100 à 400 m², alors que l'effectif est de 1000 à 3000 poulets. Dans $(60 \pm 20)\%$ des bâtiments d'élevage nous avons constaté qu'il existe moins de 10 poulets par mètre carré. (la norme utilisée).



Figure 4.9: Les différents catégories de bâtiment d'élevage de poulets de chairs existants dans la commune.

4.4.3.2. Eleveurs :

4.4.3.2.1. Age :

(50 ± 20)% des éleveurs de la région, ont un âge compris entre 20 et 30 ans, (30 ± 18)% ont un age compris entre 30 et 40 ans,et (20 ± 16)% ont un age compris entre 40 et 45 ans. Les éleveurs de la région sont donc considérés comme jeunes.

4.4.3.2.2. Niveau d'étude :

(55 ± 20)% ont un niveau terminal, (30 ± 18)% ont un niveau secondaire, (15 ± 14)% ont un niveau primaire. On considère que le niveau d'étude est plutôt rudimentaire.

4.4.3.3. Eau de boisson :

4.4.3.3.1. Source d'eau :

La source de l'eau la plus utilisée est celle provenant des puits (40 ± 20)%, suivi par l'eau de oued (25 ± 17)%, Généralement les gens qui habitent aux alentours des oueds ont tendance d'utiliser l'eau d'oued, ceux qui habitent plus loin utilisent l'eau de puits. L'enquête de TRAVEL [25] a montrée que l'eau des forages et des puits semble contenir une quantité de flore totale plus importante que l'eau du réseau (>100UFC/100mL) à l'arrivée au sas (p=0.18). Par conséquence l'approvisionnement en eau des bâtiments par des puits/forages peut présenter un risque de contamination par des germes d'origine fécale ou un développement important de la flore totale s'ils ne sont pas correctement protégés et entretenus régulièrement [25].

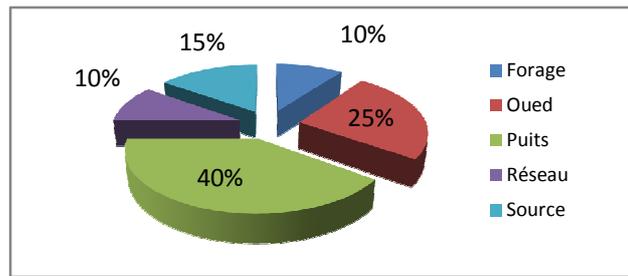


Figure 4.10: Les sources d'eaux utilisées pour l'abreuvement des poulets.

4.4.3.3.2. Potabilité :

(30 ± 18)% des sources utilisées pour l'abreuvement des poulets, sont considérées par les éleveurs comme non potable, ces éleveurs considèrent que les poulets peuvent boire une eau de mauvaise qualité sans que cela influence leur santé, selon MONTIEL [45], les animaux vivant en système intensif sont plus sensibles à la qualité de l'eau de boisson que l'homme. Dans certains cas une eau ne causant pas des problèmes pour l'homme, pourrait induire des mortalités importantes dans élevages intensifs [45].

4.4.3.3.3. Analyse, traitement :

Aucun des éleveurs ne fait des analyses d'eau, ou ne traite l'eau de boisson. (10 ± 12)% utilisent l'eau de réseau chloré. Par conséquent la qualité de l'eau de boisson est inconnue. Même ceux qui utilisent l'eau de réseau chlorée, Il est fort possible que le chlore n'arrive pas aux concentrations recommandées aux abreuvoirs. Certains spécialistes recommandent même une rechloration de l'eau du réseau publique avant son administration aux poulets [45].

4.4.3.3.4. Moyen de transport :

Le moyen de transport le plus utilisé pour ramener l'eau de boisson jusqu'au poulailler, est le tuyau (70 ± 18)%, puis la citerne (30 ± 18)%. Généralement les eaux d'oued, et de puits situés loin des poulaillers sont transportées par les citernes. On peut se poser la question si ces moyens de transport peuvent être des sources potentielles de contamination. Un moyen de le vérifier serait d'effectuer des prélèvements à la source d'eau, à comparer avec des

prélèvements au niveau du réservoir.

4.4.3.3.5. Source de pollution :

(30 ± 18)% de stockage de fumier et (15 ± 14)% de fosse septique étaient proche de la source d'eau, ce qui risquait de contaminer l'eau de boisson à la source.

4.4.3.4. Matériel d'abreuvement :

4.4.3.4.1. Les réservoirs :

4.4.3.4.1.1. Capacité :

(80 ± 16)% des réservoirs ont une capacité de 200 litres, (15 ± 14)% une capacité de 500 litres, et (5 ± 9)% une capacité de 150 litres. Nous considérons que ces réservoirs de petite capacité sont bénéfiques, puisque les réservoirs sont fréquemment remplis et désemplis, donc l'eau est constamment renouvelée, et ne stagne pas dans les réservoirs ce qui empêche le développement et la multiplication des bactéries.



Figure 4.11: Les différents types de réservoirs.

4.4.3.4.1.2. Emplacement :

(10 ± 12)% des réservoirs sont placés à l'extérieur du bâtiment, (80 ± 16)% dans le sas, et (10 ± 12)% à l'intérieur du bâtiment (à côté des poulets). De ce fait, la majorité des réservoirs sont placés à l'intérieur du bâtiment (90 ± 12)%, s'ils ne

sont pas bien couverts, ils pourraient présenter un risque pour la qualité bactériologique de l'eau, de par la poussière des aliments stockés et éventuellement la chute des rats fréquents dans ces élevages [10].

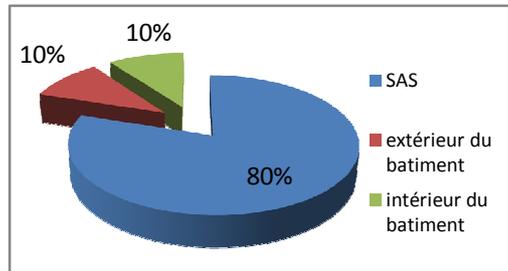


Figure 4.12: Emplacement des réservoirs.

4.4.3.4.1.3. Couvercle réservoir :

(65 ± 19)% des réservoirs n'ont pas de couvercle. Un réservoir non couvert augmente le risque de contamination de l'eau de boisson, surtout dans les sas qui sont dans la plupart des cas poussiéreux [10].

4.4.3.4.1.4. Réservoir à décantation :

(90 ± 12)% des réservoirs sont des réservoirs sans décantation (ont le départ de la conduite d'alimentation situé à moins de 10 cm au dessus du fond du réservoir) (VILLATE). Par conséquence les matières sédimentées, surtout des eaux troubles, sont entraînées jusqu'aux abreuvoirs, où elles peuvent obstruer les canalisations [6], et constituer un milieu favorable pour la multiplication des bactéries [10].

Nous avons trouvé dans deux réservoirs (10 ± 12)%, que la conduite d'eau est introduite par le haut (voir photo), le tuyau reste suspendu à l'intérieur du réservoir et au dessus du fond de plus de 10 cm. Donc nous les considérons comme des réservoirs à décantation.



Réservoir sans décantation



Réservoir a décantation

Figure 4.13: Réservoir/décantation

4.4.3.4.1.5. Vanne de vidange :

Tous les réservoirs n'ont pas de vanne à vidange. La vanne à vidange sert à évacuer les matières sédimentées rassemblées dans des réservoirs à décantation [10].

4.4.3.4.1.6. Propreté :

Nous avons classé les réservoirs en deux catégories, propre et sale, cette classification est subjective.

(55 ± 20)%, des réservoirs paraissent sales, (45 ± 20)% paraissent propres. Ce manque d'hygiène peut être dû à la non couverture des réservoirs et leur emplacement à l'intérieur des bâtiments d'élevages, ce qui a pour effet de contaminer l'eau de boisson dès leur entrée dans le bâtiment.

4.4.3.4.2. Les canalisations:

4.4.3.4.2.1. Type de canalisation :

Le plus utilisé est le polyéthylène réticulé (PER) (85 ± 14)%, suivi par le polyéthylène basse densité (PEBD) (15 ± 14)%. Le polyéthylène haut densité (PEHD) et le polyvinyle chloride (PVC) n'ont pas été rencontrés. Ce qui montre que le "PEBD" est peu utilisé dans les élevages alors qu'il est le plus

recommandé, parce qu'il ne favorise pas la multiplication de la flore totale, contrairement aux autres types de canalisations [24].

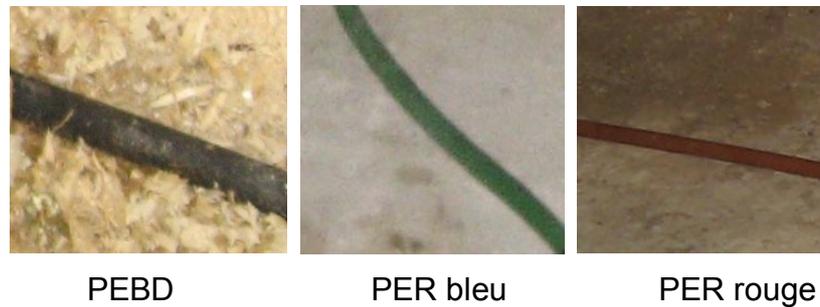


Figure 4.14: Les différents types de canalisations retrouvées dans les élevages

4.4.3.4.2. Présence de biofilm :

Nous avons enregistré la présence du biofilm dans tous les canalisations des bâtiments visités, leur présence constitue un milieu favorable pour le développement des bactéries [24].

4.4.3.4.3. Les abreuvoirs :

4.4.3.4.3. 1. Type des abreuvoirs :

Les abreuvoirs utilisés sont tous de type linéaire ouvert. L'eau de ce type d'abreuvoirs est plus sujette à la contamination par la poussière, les fientes et la litière, ils nécessitent un nettoyage quotidien, ce qui coûte beaucoup de travail à l'aviculteur, à l'inverse des abreuvoirs clos (à pipette), ils garantissent de l'eau propre à tout moment, sans nettoyage préalable [27].



Figure 4.15: Abreuvoir de type linéaire.

4.4.3.4.3.2. Manque des abreuvoirs :

Considérant que la norme est de 2-3cm/sujet, nous avons constaté que dans (80 ± 16)% des bâtiments il y'avait une insuffisance des abreuvoirs. Ce manque d'abreuvoirs dans la quasi-totalité des bâtiments d'élevage pourrait avoir des effets néfastes sur la santé des poulets, puisqu'il favorise le picage, le cannibalisme, le stress, et l'irrégularité de la croissance [11].

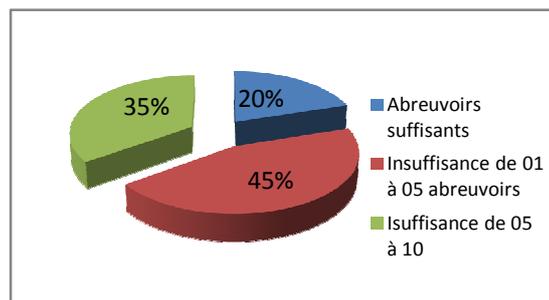


Figure 4.16 : Le manque des abreuvoirs dans les vingt (20) bâtiments visités

4.4.3.4.3.3. Hauteur des abreuvoirs :

Dans (95 ± 9)% des bâtiments, la hauteur des abreuvoirs est trop basse. Par conséquent l'eau devient plus disposée à la contamination par les fientes de poulets.



Figure 4.17: Poulets souffrant de manque des abreuvoirs (-10), avec insuffisance d'hauteur

4.4.3.4.3.4. Hauteur d'eau dans les abreuvoirs :

L'hauteur d'eau dans les abreuvoirs est dans la norme ($>2\text{cm}$) dans $(70\% \pm 18)\%$ des cas, dans $(30 \pm 18)\%$ la profondeur de l'eau est insuffisante, ce qui pourrait être dû à l'insuffisance de débit mais aussi et comme nous avons constaté, au manque d'abreuvoirs. Ce qui va être gênant pour un abreuvement facile [18].

Le manque des abreuvoirs, et l'insuffisance de leurs hauteurs, associant la température relativement élevée (début d'été) où les poulets éprouvent un besoin plus marqué d'eau, aurait sans doute des répercussions plus graves sur la croissance et l'installation de diverses maladies.

4.4.3.4.3.5. Propreté :

$(70\% \pm 18)\%$ des abreuvoirs étant sales, et $(30 \pm 18)\%$ propres, cela tient au fait que ces abreuvoirs (ouverts) ne sont pas nettoyés chaque jour, comme l'exigent les normes, ce qui a pour effet d'augmenter la contamination de l'eau de boisson dans les abreuvoirs.

4.4.3.5. La litière :

Le type de litière le plus utilisé est la paille dans $(60 \pm 20)\%$ des cas, suivi par le copeau de bois $(35 \pm 19)\%$, $(5 \pm 9)\%$ utilise les deux. Le copeau de bois absorbe mieux l'humidité.

Dans $(60 \pm 20)\%$ des élevages la litière est humide, ce qui a le plus souvent pour origine la mauvaise maîtrise de matériels d'abreuvement [6].

4.4.3.6. Nettoyage et désinfection de matériel d'abreuvement :

4.4.3.6.1. Les étapes suivies et les produits utilisés :

4.4.3.6.1.1. Détergence, détartrage:

Ces deux étapes de décontamination sont totalement délaissées par les tous les éleveurs, malgré qu'elles permettent d'éliminer de 70 à 90% des germes, et limitent l'action des désinfectants, vu que la plupart des agents chimiques

contenus dans les solutions désinfectantes sont inactivés en présence de matière organique et minérale [67].

4.4.3.6.1.2. Désinfection :

Le produit le plus utilisé pour la désinfection est un mélange de chlore avec l'iode ($35 \pm 19\%$), suivi par l'iode seul ($25 \pm 17\%$), le Benzylammonium Glutaraldéhyde ($20 \pm 16\%$), et le chlore seul ($15 \pm 14\%$), la dose est respectée dans tout les cas. Tout ces désinfectants ont un large spectre d'activité, l'iode est sensible à la dureté de l'eau, et tous sont sensibles aux matières organiques, par la suite l'action de ces désinfectants se trouve très limitée par l'absence des deux étapes précédentes.

4.4.3.6.1.3. Rinçage :

Tous les éleveurs rincent avec l'eau le matériel d'abreuvement après l'avoir désinfecté. La question qui se pose est : est-ce cette eau de rinçage est contaminée ou pas ? Si c'est le cas, tout le procédé de désinfection serait inutile.

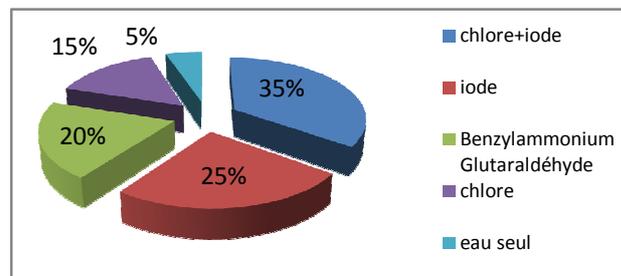


Figure 4.18: Les produits utilisés pour la désinfection du matériel d'abreuvement.

4.4.3.6.2. Procédés de nettoyage-désinfection :

4.4.3.6.2.1. Avant la bande (au vide sanitaire):

4.4.3.6.2.1.1. Le réservoir :

Les éleveurs déclarent nettoyer avec l'eau contenant le désinfectant avec brossage, suivi de rinçage.

4.4.3.6.2.1.2. Les canalisations :

(20 ± 16)% des éleveurs interrogés ne nettoient pas les tuyaux, ils les jettent et les remplacent par d'autres, les autres (80% ± 16)% les nettoient avant de les réutiliser ; les tuyaux sont d'abord mouillés dans une sorte de bassin contenant l'eau avec le désinfectant, puis ils les rincent en utilisant l'eau à pression excepté un, qui a utilisé le gaz de butane (utilisé pour le chauffage).

4.4.3.6.2.1.3. Les abreuvoirs :

Les abreuvoirs sont nettoyés avec l'eau contenant le désinfectant avec brossage, suivi de rinçage.

4.4.3.6.2.2. Au cours de la bande :

4.4.3.6.2.2.1. Le réservoir et les canalisations :

Tous les aviculteurs ne nettoient pas les bacs à eau et les tuyaux au cours de la bande, ceci est conforme aux normes, une décontamination entre les deux bandes suffit [21].

4.4.3.6.2.2. 2. Les abreuvoirs :

La fréquence de nettoyage est variable d'un éleveur à un autre ; (35 ± 19)% déclarent nettoyer chaque semaine, (25 ± 17)% de 3 à 4 jours, (15 ± 14)% chaque 15 jour, (15 ± 14)% à l'occasion de vaccination. (10 ± 12)% ne les lavent pas. Alors que les abreuvoirs ouverts doivent être décontaminés chaque jour [18].

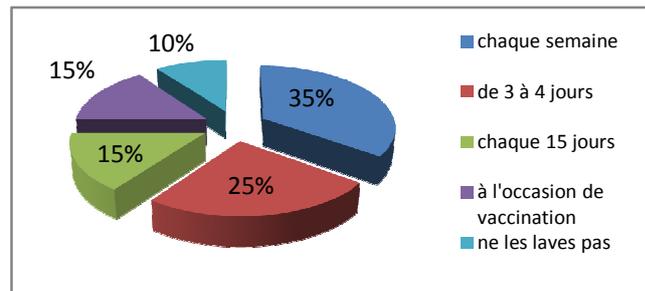


Figure 4.19: Fréquence de nettoyage des abreuvoirs au cours de la bande

4.4.3.7. Conclusion :

Cette première partie d'enquête a porté sur les élevages de poulets de chair la commune d'El-Omaria, qui sont des élevages intensifs de petite taille. Leur conduite d'élevage par rapport à l'eau d'abreuvement reste sommaire et loin des normes recommandées, ce qui démontre le peu d'intérêt et de connaissances qu'ont les éleveurs vis-à-vis de cette question. Ce qui va sûrement se répercuter sur la qualité de l'eau de boisson, et par conséquent sur la rentabilité.

4.4.4. Deuxième parties : qualité bactériologique et chimique

Comme pour la première partie de l'étude, les résultats obtenus ici ne sont pas représentatifs de la totalité des bâtiments d'élevages de la commune d'El-Omaria, et cela tient au fait que nous n'avons pas fait de tirage au sort. Mais le fait que nous avons travaillé sur une petite commune, où les éleveurs sont considérés comme ayant les mêmes habitudes de travail, diminue le risque de variabilité des résultats. Concernant la précision des résultats, elle est de 20%, nous la considérons comme satisfaisante pour une première étude.

4.4.4.1. Flore totale:

Dans les 20 bâtiments d'élevages visités, nous avons fait 60 prélèvements, 20 aux réservoirs, 20 aux bouts de ligne, 20 aux derniers abreuvoirs. Les résultats obtenus dans chaque niveau sont présentés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 4.3: Résultats d'analyses bactériologique de la flore totale des 20 bâtiments d'élevage.

Prélèvement		Résultats en UFC/ml	
Niveau	Nombre	Moyenne	Valeurs extrêmes
Réservoirs	20	$(72 \pm 1,72) 10^2$.	De 600 ± 51 à $(23 \pm 0,9) 10^3$
Bouts de ligne	20	$(315 \pm 1,12) 10^3$	De $(41 \pm 1,3) 10^2$ à $(28 \pm 0,3) 10^5$
Abreuvoirs	20	$(211 \pm 0,9) 10^5$	$(200 \pm 0,2) 10^6$ à $(130 \pm 0,7) 10^3$

Ces résultats montrent que toutes les eaux sont non potables. Au niveau des réservoirs, la moyenne des colonies est de $(72 \pm 1,72) 10^2$ UFC/ml, avec un maximum de $(23 \pm 0,9) 10^3$ UFC/ml, et un minimum de 600 ± 51 UFC/ml.

Le niveau de contamination devient plus élevé en bout de ligne pour atteindre une moyenne de $(315 \pm 1,12) 10^3$ UFC/ml avec une différence statistiquement significative ($p=0,05$) par rapport au niveau de contamination des réservoirs.

Au niveau du dernier abreuvoir, la moyenne des colonies devient nettement plus élevée avec une moyenne de $(211 \pm 0,9) 10^5$ UFC/ml, la différence est statistiquement très significative ($p < 0,0005$) par rapport au nombre de colonies de bout de ligne.

Le non traitement de l'eau de boisson, conjugué à la négligence des éleveurs, et la présence des points de pollution près de sources d'abreuvement, pourrait expliquer ces degrés élevés de contamination l'eau de boisson, et la dégradation croissante de sa qualité bactériologique entre réservoir, bout de ligne et abreuvoir.

Nous n'avons rencontré que deux éleveurs utilisant de l'eau de réseau

chlorée, l'analyse bactériologique montre que ces eaux sont non potables au niveau de réservoir avec des degrés de contamination de $(38 \pm 1,52)10^2$ UFC/ml et $(75 \pm 1,75)10^2$ UFC/ml. L'absence de rechloration de l'eau au niveau de deux poulaillers pourrait expliquer ces taux anormalement élevés, puisque il faut une rechloration à des niveaux dix fois supérieurs à ceux utilisée pour l'eau destinée à la consommation humaine: 0,2 à 0,3 mg/l de chlore pour l'homme et 2 à 3 mg/l de chlore pour les volailles [45].

Pour établir une corrélation entre le nombre d'épisodes de diarrhée ou de mortalité qui peuvent apparaître au cours de la période d'enquête et la qualité de l'eau de boisson, il faut établir un autre type d'enquête (analytique), où deux lots l'un est exposé au facteur supposé être facteur de risque (eau non potable) l'autre est non, tous les autres facteurs d'ambiance et d'alimentation doit être les mêmes dans les deux lots durant toute la période d'enquête, après avoir suivi les deux lots et noté tous les paramètres: croissance, diarrhée, mortalité...etc. et si on trouve qu'il existe une différence statistiquement nettement significatif entre les deux lots concernant l'un des paramètres notés ci-après, on incrimine le facteur "eau non potable" et devient un vrai facteur de risque. Mais notre enquête est descriptif nous nous pouvons que proposer des hypothèses de facteurs de risque, qui pourrait être vérifiées par une étude ultérieure de type analytique.

4.4.4.2. Dureté :

Nous avons constaté que la dureté oscille entre 80°f et 27°f, avec une moyenne de 43,5°f. Seulement quatre élevages ont la dureté de l'eau dans les normes (inférieure à 30°f). Cette dureté élevée dans la quasi-totalité des élevages pourrait avoir comme conséquence une diminution de l'absorption intestinale des oligo-éléments, réduction de la solubilité de certains médicaments, favorisant l'irritation intestinale [10] et réduisant l'efficacité des désinfectants [6].

La dureté élevée que nous avons enregistré pourrait favoriser la forte contamination de l'eau que nous avons constaté puisque selon TRAVAL [25], si la dureté de l'eau est supérieure à 15°f, la concentration de la flore totale est significativement augmentée ($p < 0,001$)

4.4.4.3. Le pH:

Nous avons constaté que le pH des réservoirs est en moyenne de 6,9 avec de valeurs extrêmes allant 6,62 et 7,32, et atteint une moyenne de pH de 6,55 au dernier abreuvoir avec des valeurs compris entre 6,35 et 6,92. La différence entre les deux niveaux est statistiquement non significative ($p > 0,30$). Le pH est dans les normes puisque la gamme du pH tolérée pour les volailles est de 5,5 à 7,5 [35].

Tableau 4.4: Les résultats d'analyse de pH et la dureté des 20 bâtiments d'élevage.

Prélèvement		pH obtenu		Dureté
Niveau	nombre	Moyenne	Valeurs extrêmes	Moyenne
réservoirs	20	6,9	de 6,62 à 7,32	43,5°f
Bouts de ligne	20	6,55	de 6,35 à 6,92	

L'enquête de BENGOUMI [2] a révélé que :

- Flore totale : La moyenne de ces échantillons est de $3,2 \cdot 10^3$ UFC/ml, et 35 % des eaux sont potables.
- La dureté : comprise entre 8,4 et 123,8°f avec une moyenne de 48,6°f, et 71% des eaux analysées ont une dureté supérieure à 30°f.
- Le pH, la moyenne de l'ensemble des échantillons est de 7,5, avec des valeurs extrêmes de 6,4 et de 9,2, et 14% des eaux sont non potables.

L'enquête de BEN YOUNES [35] a montré que :

- Le pH est compris entre 7,1 et 7,9. N'ont pas donné de moyenne, ni le pourcentage des eaux dépassant la limite.
- La dureté : « au fil des années les eaux deviennent de moins en moins dures », mais elle n'a pas donné des chiffres ni plus d'explication.
- la flore totale n'a pas été recherchée.

Enfin l'enquête de TRAVEL [25] a révélé :

- La dureté a une moyenne de 17,79°f avec un minimum de 2,6°f et maximum de 37,8°f.
- Le pH est compris entre 5,1 et 6,9.
- Ils ont fait la recherche de la flore totale, mais ils n'ont pas donné les résultats obtenus.

Nous ne pouvons faire la comparaison de ces résultats avec les nôtres, à partir du moment où ces auteurs n'ont pas détaillé les méthodes d'analyse utilisées. Sur le plan statistique, ces auteurs ont donné la moyenne ou les valeurs extrêmes, alors que pour faire des comparaisons, il est indispensable de disposer de la variance des résultats précités, ce qui n'a pas été le cas.

De plus, les types d'élevage sont sensiblement différents de ceux de notre étude. Ainsi, l'enquête de BEN YOUNES [35] a visé des élevages de différentes catégories (poulet de chair, repro-ponte, repro-chair). L'étude de BENGOUMI [2] a ciblé des élevages de poulets de chair et quelques élevages de reproducteurs. Celle de TRAVEL [25] a visé des élevages de dinde. Donc, nous ne pouvons pas faire des comparaisons avec des types d'élevage différents des nôtres.

4.4.4.4 Conclusion :

Nous avons constaté que l'eau est non potable à l'entrée des bâtiments. La différence de niveau de contamination est statistiquement nettement significative entre les trois maillons de la chaîne d'abreuvement.

Concernant la dureté, elle ne répond aux normes admises que dans (20 ± 16)%. Quant au pH, il est dans les normes.

4.5. Troisième partie : étude économique coût-bénéfice :

4.5.1. Introduction :

La première motivation de l'élevage est de nature économique, et depuis que l'homme a commencé de pratiquer l'élevage, il n'a cessé à rechercher des moyens permettant d'augmenter le profit au dépend du coût, en appliquant des nouvelles techniques et des nouveaux traitements. Nous voulons dans cette partie

apprécier l'importance de traitement de l'eau de boisson destinée à l'abreuvement de poulet de chair, et son avantage économique, en posant la question suivante ; faut-il traiter l'eau de boisson pour limiter les "grande" pertes liées à la consommation d' eau non traitée ou supporter les "faibles" pertes dues à la consommation d'eau non traitée, au lieu de pratiquer un traitement "onéreux" ?

4.5.2. Objectif :

Cette étude a pour objectif d'estimer la nécessité du traitement de l'eau de boisson en élevage de poulets de chair.

Pour répondre à cet objectif, nous devons évaluer le coût du traitement bactériologique de l'eau de boisson d'une part, d'autre part les pertes évitées suite à la consommation d'eau de mauvaise qualité bactériologique.

4.5.3. Matériels et méthodes:

Pour mener notre étude nous avons utilisé le logiciel Excel, dans lequel nous avons introduit plusieurs paramètres (variables) :

- Moyen de poids à la vente (kg).
- Prix kg à la vente.
- Effectif poulets.
- Pourcentage pondérale des pertes à éviter.

Dans la présentation qui va suivre, nous avons utilisé l'exemple d'un poulailler de 1000 poulets, doté d'un réservoir de 200 litres de capacité, 20 mètres de canalisation et 10 abreuvoirs de type linéaire.

Les produits utilisés leurs prix et leurs posologies est récapitulé dans le tableau suivant:

Tableau 4.5: Produits utilisés pour le traitement de l'eau de boisson, et la nettoyage-désinfection du matériel d'abreuvement

Principes actifs des produits	Propriétés	Fonction	Conditionnement	Prix	Posologie
Dichloroisocyanurate de sodium	Sporicide, virucide, algicide, bactéricide, fongicide	Traitement de l'eau de boisson	Boite de 80 comprimés sécables	2500 DA	Comprimé/ 1200 litres
Hypochlorite de sodium + hydroxyde de sodium + un oxydant	Produit alcalin	Détergence.	Jerrican de 20 litres	3750 DA	1l/ 100l
Acide sulfurique + acide phosphorique	Produit acide	Détartrage.	Bidon de 10 litres	8000 DA	2l/ 100l
Peroxyde d'hydrogène + l'acide péracétique + acide acétique	Sporicide, virucide, bactéricide, fongicide	Désinfection.	Bidon de 10 litres	5900 DA	1l/ 100l

4.5.3.1. Coûts :

En plus du coût de traitement de l'eau de boisson, nous avons ajouté le coût de décontamination du matériel d'abreuvement avant l'installation de la bande, du fait que le désinfectant ne peut exercer correctement ces effets sur un matériel d'abreuvement sale.

4.5.3.1.1. Coût de traitement de l'eau :

Selon BISIMAWA [4], 1000 poulets peuvent boire environs 24000 litres d'eau durant 60 jours sous une température de 30°C.

Le nombre de comprimés nécessaire pour désinfecter 24000 litres d'eau est 20

comprimés, soit un prix de 628 DA.

4.5.3.1.2. Coût de décontamination de matériel d'abreuvement:

Nous avons estimé que pour chaque étape de décontamination (détergence, détartrage, désinfection) 200 litres d'eau sont suffisants pour le matériel d'abreuvement cité ci-après.

- Coût de détergence: pour 200 litres d'eau, nous avons besoin de 1 litre de produit, soit 800 DA.
- Coût de détartrage: pour 200 litres, 2 litres de produit sont suffisants, soit l'équivalent de 375 DA.
- Coût de désinfection: pour 200 litres d'eau, nous avons besoin de 2 litres de produit, soit 1180 DA.
- Frais de travailleur: nous lui fixons une somme facultative de 1000 DA.

4.5.3.2. Pertes à éviter :

Une enquête réalisée en France (région Centre et Pays de la Loire) par TRAVEL [64] sur 8 élevages de dinde au démarrage, a permis de constater que près de trois quarts des lots de dinde enquêtés présente des troubles digestifs entre 0 et 42 jours, et par conséquent ont en moyenne un poids vif inférieur de 180 g par rapport aux lots indemnes, soit un taux de perte de poids vif de 1%, et que les lots touchés par des troubles digestifs avaient pour cause; une qualité microbiologique d'eau non satisfaisante. L'auteur n'a pas précisé quel degré de contamination bactériologique a pu engendrer la perte du poids signalée.

4.5.4. Résultats et discussion :

Nous constatons que le coût est égal à 4000 DA (cout de traitement + cout de décontamination + frais de travailleur)

Si on prend la moyenne du poids à la vente de 2 kg, avec un prix de 150 DA le kilogramme, les pertes à éviter serait 3000 DA ((nombre de poulets x moyenne de poids x prix) / pourcentage de perte)

Par conséquent le rapport coût/bénéfice est de 1,06. Soit un coût de 1000 DA supérieur.

Après plusieurs simulations sur les différentes variables en Excel, nous avons constaté que le rapport coût/bénéfice varie selon les paramètres suivants;

- Poids vif à la vente.
- Prix de kg à la vente
- Taux de perte.

4.5.4.1. Poids vif à la vente :

Pour une moyenne de poids vif à la vente de 2 kg, qu'est selon KACI [1] la moyenne du poids vif dans la plupart dans nos élevages, cette opération est perdante de 1000 DA. Avec une moyenne de 2,5 kg l'opération est perdante, mais de 250 DA.

4.5.4.2. Prix kg à la vente :

Pour un prix de 150 DA, qu'est selon KACI [1] le prix moyen de poulets de chair dans nos marchés, cette opération est perdante de plus de 1000 DA, et ce n'est qu'à partir d'un prix de 200 DA que l'opération devient gagnante.

4.5.4.3. Perte à éviter :

Il faut noter que ce taux de perte de 1% a été signalé dans des élevages où tous les éleveurs pratiquent un N & D correct, et font tous un traitement permanent de l'eau de boisson. Chez nous, vu les pratiques des éleveurs et la mauvaise qualité de l'eau de boisson que nous avons constaté, le pourcentage de pertes de poids vif devrait être plus grand. Il serait intéressant d'effectuer des études similaires pour évaluer le pourcentage de pertes de poids vif dans nos conditions d'élevage.

En attendant, des simulations sur le pourcentage de pertes de poids vif, nous permettent de constater que pour des pertes de 1% de poids vif, le Coût dépasse le bénéfice de 1000 DA. Pour un pourcentage de perte de 2%, l'opération devient gagnante de plus 2000 DA.

Voici le tableau suivant, qui montre plus précisément les variations de ces trois paramètres et le changement du rapport coût/bénéfice en face, lorsque un des paramètres se change, les autres sont fixés à 150 DA pour le prix, 2 kg pour

le poids et à 1% pour le pourcentage de perte à éviter. Si le rapport coût/bénéfice est supérieur à 1 cette opération est perdante, lorsqu'il est inférieur à 1 cette opération est gagnante.

Tableau 4.6: évaluation de l'opération traitement de l'eau de boisson selon les trois paramètres; prix, poids, et pertes pondérale à éviter.

prix (DA) /kg	Rapport coût/bénéfice	poids (kg)	Rapport coût/bénéfice	perte pondérale à éviter	Rapport coût/bénéfice
100	2	1,5	1,77	1%	1,32
150	1,32	2	1,32	2%	0,66
200	1	2,5	1,06	3%	0,44
250	0,79	3	0,88	4%	0,33

4.5.5. Conclusion :

Nous constatons à la lumière de cette étude que l'opération traitement de l'eau de boisson dans nos conditions d'élevage serait sans doute bénéfique, vu les pertes pondérales qu'elle pourrait prévenir, qui selon nos estimations dépassent largement les 2%.

CONCLUSION

Le présent travail a permis de montrer la négligence et le faible intérêt qu'accordent les éleveurs de la commune d'El-Omaria à la qualité de l'eau de boisson et du matériel d'abreuvement.

Ainsi, les résultats bactériologiques ont montré que l'eau n'est pas potable dès l'entrée du bâtiment (réservoir) et a tendance à s'aggraver via les canalisations jusqu'aux abreuvoirs. La dureté de l'eau est supérieure aux normes dans (80 ± 16) %, alors que les valeurs du pH sont toutes acceptables.

Enfin, l'étude économique montre que le traitement bactériologique de l'eau de boisson est très rentable du fait qu'elle permettrait d'éviter des pertes pondérales largement supérieures au seuil limite de 2 %.

Notre étude n'a pu cibler qu'une catégorie d'élevages intensifs de petite taille. Pour les prochains travaux à effectuer, nous recommandons :

- viser des élevages industriels (plutôt que traditionnels)
- envisager des prélèvements à la source d'eau
- élargir la recherche bactériologique aux indicateurs de contamination fécale
- évaluer avec plus de précisions les pertes pondérales occasionnées par la « mauvaise » qualité bactériologique de l'eau de nos élevages.

REFERENCES

1. Kaci, A., "la production avicole en Algérie, opportunités et contraintes", forum international vétérinaire, SIPSA, communication, (Mai 2007).
2. Bengoumi, M., Traoure, A., Bouchriti. N., Hamliri, A. et EL Hraiki, A., "qualité de l'eau dans les élevages avicoles", Animalis, V.1, n°1, (Avril 2001), 1-8.
3. Allauane, I., Rahal, K., "maitrise de la qualité de l'eau de boisson en élevage avicole, critère utilisés par 20 vétérinaire praticiens de la région de Médéa et de Blida", USDB, Algérie, (Juin 2009), 38p.
4. Bisimwa, C., "les principales races en avicultures", Troupeaux et culture des tropiques, (2005),16-22 p.
5. Anonyme., "guide d'élevage de poule pondeuse", www. Isapoultry.com., France, (2005), 2-8.
6. Brian, D.F. and Casey, W.R., "Poultry Drinking Water Primer", Bulletin 1301, (April 2009), 1-3p.
7. Guerin, D., "de l'eau en quantité et de qualité pour tous nos animaux dès le plus jeune âge", (Janvier 2008),1-2p, www.gds-services23.fr
8. Lance, B., "livestock watering requirements quantity and quality", (January 2006), 1p.
9. Kane, D. Y., "L'eau au Sénégal son utilisation en élevage", (Juillet 1980), 50-52
10. Villate, D., "maladies des volailles", manuel pratique, édition France agricole, deuxième édition, (2001), 86- 96.
11. Alloui, N., "polycopie de zootechnie aviaire", université de Batna, (2006), 32-36.
12. Anonyme., "management guide parent stock", (2002), 2-4, www. Hubbardsbreedes.com.
13. Larbier, M., et Lecroque, B., "nutrition et alimentation des volailles", Edition INRA, Paris, (1992), 117-123.

14. Raisbeck, M. F., Riker, S. L., Tate, C. V., Jackson, R., Smith, M. A., Reddy, K. J., Zugmunt, B. S., "water quality for Wyoming livestock et wildlife", B-1183, 1 p, (2005), 33-35.
15. Abfelbaum, m., "diététique et nutrition", 5ème édition, paris, (1999), 14-25.
16. Cardot, C., "les traitements de l'eau, procédés physico-chimique et bactériologique", Ellipses édition, (2002), 55- 56.
17. Robert, A., "Water Quality and Management for Poultry", Technical Bulletin V.4, n°41, (1998), 1p.
18. Julian, J.R., "La régie de l'élevage des volailles", Université de Guelph, canada, (2000), 19-20.
19. Genieys, A., Angeli., Fargeas., Filliat, C., "créer un atelier de volailles en bios", (2003), 3p.
20. Askari, M., "Gestion des bâtiments d'élevage en aviculture", (Juin 2003), 3p.
21. Anonyme., "guide d'élevage de poulet de chair", France, (2003), [www, Hubbardbreeders.com](http://www.Hubbardbreeders.com),
22. Schmidt, C., "Principes généraux et réglementation de la désinfection dans la lutte contre les maladies réputées contagieuses, applications pratiques à la fièvre aphteuse et aux orbiviroses", Thèses, (2003), 77p.
23. Johanna, P., "Water and Its Importance to Animals", (2002), 2p.
24. Travel, A., Dylan, C., "eau de boisson en élevage avicole, un levier majeur de réussite", Chambre régionale d'agriculture des pays de la Loire, (Novembre 2007), 2-8.
25. Travel, A., Chevalier, D., Merlet, F., Fulbert, L., "facteur de variation de la qualité bactériologique de l'eau en élevage de dindes", septièmes journées de la recherche avicole, Tours, (Mars 2007), 538-539.
26. Anonyme, "broiler manual management", (2009), 36-38, www.aviagen.com
27. Dayon, J. F., Arbelot, B., "guide d'élevage des volailles en Sénégal", (1997), 38p
28. Klingler, C., Filloux, A. et Lazdunski, A., "les biofilms forteresse bactérienne", (2005), 2p.
29. Thibault, C., (2007), "la désinfection", le biosécure V.1, n°4, (Février 2007), 1-4. www.Vetoquinol.ca.
30. Felix, M., "Nettoyage et désinfection, des points de risque qu'il faut maîtriser", dossier avicole, (Avril 2007), 1p.

31. Maiga, A. S., "qualité organoleptique de l'eau de consommation", université de BAMACO, MALI, (Mars 2005), 13p.
32. Harley, S., "l'analyse de la qualité de l'eau", (2002), 23-30.
33. Greg. C., "Water for livestock: interpreting water quality tests", (2007), 13p.
34. Winchell, W., "water requirements for poultry", Canada plan service. (2001), 8p.
35. Benyounes, S., "contrôle et qualité de l'eau d'abreuvement dans les élevages avicoles", 17^{ième} congrès vétérinaire magrébin, (Avril 2010).
36. Rodier, J., Bazin, J.P., Broutin, P. C., Champsaur, L. R., "l'analyse de l'eau" 8e édition, (2005), 150-156.
37. Barney, H., "Water and its importance for animals", Department of Florida, (June 2003), 1-4.
38. Fairchild, B.D., Batal, A. B., Ritz, C. W., and Vendrell, P. F., "Effect of Drinking Water Iron Concentration on Broiler Performance", Journal. Appl. Poultry. Research. V.15, n°511, 515-517.
39. Susan, W., Jana, C., Cheyanna, T., Melony, W., and Robert, H., "effects of water acidification on broiler performance", university of Arkansas, avian advice, V.6, n°2, (2004), 6p.
40. Clell, V. B., Janice, K., Kitt, F., "analysis of water quality for livestock", Utah State University, (1997), 4-8.
41. Mehdi, M., Richard, J., "saline drinking water in broiler and leghorn chicks and the effect in broilers of increasing levels and age at time of exposure", university of Guelph, Ontario, (1993), 12p.
42. Donald, L. P., et Charles, D., "water quality for livestock drinking", (2001), 3-5.
43. Ain baziz, Y., Dahmani, L., Bedrani, N., Mokrani, H., Boudina. et Temim, S., "effet de la complémentation de l'eau de boisson en chlorure et de potassium, bicarbonate de sodium et vinaigre sur les performances de croissance, la qualité de la carcasse et la température corporelle du poulet de chair soumis à une température ambiante élevée", ENSV, Algérie, (Janvier 2010), 3p.
44. Ahmad, T., Khalid, T., Mushtaq, T., Mirza, M. A., Nadeem, A., Babar, M. E. AND Ahmad, G., "Effect of potassium chloride supplementation in drinking water on

- broiler performance under heat stress conditions”, Poultry Science, V. 87, n°23, (2008), 2-5.
45. Montiel, A., “qualité de l’eau en élevage avicole”, Septièmes Journées de la Recherche Avicole, (Mars 2007), 455-457p.
 46. Travel, A., “contre les entérites agir d’abord contre les eaux”, REUSSIR VIGNE, (Décembre 2008), 1p.
 47. Organisation Mondiale de la Santé, “Normes européenne appliquées à l’eau de boisson”, deuxième édition, (1971), 104p.
 48. Hooda, P. S., Edwards, A. C., Anderson, H. A., Miller, A., “A review of water quality concerns in livestock farming areas”, (January 2000), 158 p.
 49. Rodier, J., Jeun, B, C., Broutine, J. P., Champson, H., “l’analyse de l’eau de mer, eau naturelles, eaux résiduaires”, Paris, septième édition, (1996), 45p.
 50. Stephen, F., Higgins, C. T., “Drinking Water quality Guidelines for Cattle”, (2008), 03p.
 51. Anonyme., “la qualité bactériologique”, (Juin 1988), 2-8.
 52. Camille, D., “surveillance sanitaire et microbiologique des eaux, réglementation-prélèvements-analyses”, (2006), 68-70.
 53. Amaral, L. D., “drinking water as a risk factor to health”, Brazilian Journal of poultry science, V.6, n°4, (October 2004), 197-198.
 54. Peplon. et Zysman., “le guide des analyses des eaux potables”, (1998), 123-126.
 55. Anonyme., “Recommandation pour la qualité de l’eau potable au canada”, santé canada, (février 2006), 4p.
 56. Anonyme., “bacteriological surveillance of drinking water” prepared by U.S.Army, center for health promotion and preventive medicine, (December 1996), 2-6.
 57. Germain, L., Colas, L., Rouquet, J., “le traitement des eaux industriels et potables”. 5^e éditions, (1971), 55p.
 58. Katteb, A., “traitement des eaux”, Offices des publications universitaires. (OPU), Algérie.
 59. Guiraud, J. P., “microbiologie alimentaire”, DUNOD, Paris, (1998), 250p.
 60. Karen, D., “Evaluation Water Quality for Livestock”, (June 2004), 13p.

61. Trevor, V. S., "water disinfection", university of California, publication 7256, (2001), 2p.
62. Mayet, J., "la pratique de l'eau", deuxième édition, (1994), 23p.
63. Travel, A., Bouvarel, I., Chevalier, D., Fulbert, L., "un bon démarrage permet de limiter l'apparition d'entérite", Septième journées de la recherche avicole, Tours, (Mars 2007), 1-6.
64. Travel, A., "contre les entérites, agir d'abord sur l'eau", REUSSIR VIGNE, article référence 24239, (Décembre 2008), 1p.
65. Toma, B., Dufor, B., Sanaa, M., Bénét, J. J., Show, A., Moutou, M., et Louza, A., "épidémiologie appliquée à la lutte collective contre les maladies animales transmissibles et majeurs", deuxième édition, (2001), 113-140.
66. Toma, B., "base pour les enquêtes descriptives en épidémiologies des maladies animales", premières journées maghrébines d'épidémiologie animales, Tipaza, Algérie, (Mai 2009), 13p.
67. Mocquet, L., Charle, P., "la désinfection des bâtiments d'élevages", (Septembre 2005), 7p.
68. Thibault, M., Bagel, S., Sautau, M. S., Chopineau, J., séries statistiques simples, (2001), 220-222.

APPENDICE A

LISTES DES SYMBOLES ET DES ABREVIATIONS

ADH: Hormone antidiurétique

Ca: Calcium

CaCO₃: Trioxycarbonate de calcium

E. coli: Escherichia-coli

°f: degré français

Fe: Fer

FT: Flore Totale

g/l: Gramme par litre

H₂S: Sulfure d'hydrogène

ISO: International Organization of Standardization

K: Potassium

KCl: Chloride de potassium

Mg: Magnésium

mg/L: Milligramme par litre

ml/l: Millilitre par litre

Mn: Manganèse

Ms/c: Micro Siemens par Centimètre

Na: Sodium

NaHCO₃: Bicarbonate

NH₃: Ammoniac

NaSO₄: Sulfate de sodium

NO₃: Nitrates

NPP : Nombre le Plus Probable

PEBD : Polyéthylène Basse Densité

PEHD : Polyéthylène Haute Densité

PER : Polyéthylène Réticulé

PCA: Plate Count Agar

pH: Potentiel Hydrogène

SO₂: Bioxyde de soufre

TGE: Tryptone Glycose Extract

TH: Dureté

UFC: Unité Formant Colonie

APPENDICE B
FICHE TECHNIQUE

Poulailler N° :

Région :

Date de prélèvement :

Météo :

Température ambiante:

Age :

1. Le bâtiment d'élevage :

• Matériel de construction des :

- Murs : Parpaing Brique Pierre
- Toiture : Tôle ondulé Béton Aluminium
- Sol : Terre battue Béton

• Superficie

• Effectif : 1000 2000 3000 Autre

2. Eleveur :

• Age (ans) : de 20 à 30 de 30 à 40 de 40 à 50 > 50

• Formation: Primaire Secondaire Terminale Universitaire

3. Réservoir :

• Capacité (litre) : 200 500 1000 Autre

• Emplacement : Extérieur Sas

• Couverture : Couvert Non couvert

• Vanne de vidange : Présence Absence

• Décantation : A décantation Sans décantation

• Propreté : Sale Propre

4. Les canalisations :

• Nature : PEHD PEBD PER PVC

• Biofilm : Présence Absence

5. Les abreuvoirs :

• Nature : Linéaire Rond suspendu A pipette

• Nombre :

• Hauteur :

• Hauteur d'eau dans les abreuvoirs :

• Propreté : Propre Sale

6. L'eau de boisson

- Analyse : Analysée Non analysée
- Traitement : traitée Non traitée
- utilisation pour la consommation humaine : Oui Non
- Nature de source d'eau: Source Puits Forage Oued
Communale
- source de pollution la plus proche :

7. Nettoyage et désinfection de matériel d'abreuvement :

- Produits utilisés :
 - détergent
 - détartrant
 - désinfectant
- Fréquence de N-D au cours de la bande:
 - Chaque jour
 - Chaque semaine
 - Chaque 15 jour
 - Autre
- Protocole utilisé: