LA QUALITE DE L'EAU DANS LES ELEVAGES DE POULET DE CHAIR A LA REUNION

Choisis Norma[1], Dalleau Francis[1]

[1] *GROUPEMENT DE DEFENSE SANITAIRE REUNION – 1 rue du Père Hauck, PK23 Bâtiment E/F/G 97418 La plaine des Cafres*
norma.choisis@gds974.re

RÉSUMÉ

A la Réunion, il y a un problème général de potabilité de l'eau qui est amplifié par les conditions climatiques (fortes pluies, cyclones, etc). Dans les élevages, l'eau peut se dégrader à cause de la température, des traitements nutritionnels ou de la mauvaise désinfection avant la mise en place. Avec la dégradation de la qualité de l'eau pendant la phase d'élevage, il y a formation de biofilm dans les lignes de pipettes. Afin d'évaluer l'effet de leur nettoyage sur la qualité de l'eau, nous avons testé le système APIRE©. Trois échantillonnages d'eau dans 10 élevages ont été effectués le jour du traitement, à 0 et 28 jours d'élevage, en début de ligne (DL) et en bout de ligne (BL). Les paramètres mesurés ont été : micro-organismes à 36°C, 22°C, Coliformes totaux, *Escherichia Coli*, Turbidité, Carbone Organique Total, Salmonelles et pH. Un audit de nettoyage a été réalisé.
Si 100% des éleveurs nettoient les lignes pendant le vide sanitaire, seuls 10% et 20% emploient, respectivement, les bons dosages de décapant et de désinfectant. Plus d'un tiers ne fait pas de rinçage et de vidange pendant le lot ou après l'utilisation d'un nutritionnel. La variation du pH est de 7,5-8,5 en DL et de 4,3-8,5 en BL. Globalement, la qualité de l'eau se dégrade entre J0 et J28 et surtout entre DL et BL. Pour la plupart des paramètres, dont les germes totaux et coliformes, il y a une différence hautement significative entre DL et BL pour les lots traités et témoins pour les 3 prélèvements. Par contre, l'analyse ne fait pas apparaître de différence significative entre les lots. Par exemple, pour les micro-organismes à 36°C, le taux d'analyses non conformes est proche de 50% en DL et augmente, en BL, à 65% (J0) et 100% (J28). Si le système APIRE n'a pas d'effet bénéfique, le protocole a permis de poser un diagnostic général sur la qualité de l'eau et a permis d'identifier des solutions à mettre en œuvre, depuis la mise en place de systèmes de filtration au conseil sur les bonnes pratiques, notamment de désinfection.

ABSTRACT
Water quality in broiler farms in Reunion Island
In Reunion Island, there is a global problem of water potability which is amplified by climatic conditions (heavy rainfall, cyclones, etc). In farms, water quality may deteriorate because of temperature, nutritional treatments or bad disinfection before placement. With degradation of water quality during the rearing, there is a biofilm formation in drinking lines. To assess their cleaning on water quality, we tested the APIRE© system. We sampled water in 10 farms on the treatment day and at 0 and 28 rearing days, at the start of the line (SL) and at end of line (EL). We analyze micro-organisms at 36°C and 22°C, total Coliforms, *Escherichia Coli*, Turbidity, Total organic carbon, Salmonella and pH. A cleaning audit was carried out.
If 100% of farmers are cleaning the drinking lines during the fallowing, only 10% and 20% are, respectively, using the right doses of stripper and disinfectant. Over a third do not apply rinsing and emptying during the poultry lot or after using a nutritional. pH varies between 7,5-8,5 in SL and 4,3-8,5 in EL. Globally, water quality deteriorates between D0 and D28 and mainly between SL and EL. For most of the parameters, of which total micro-organisms and coliforms, there is a highly significant difference between SL and EL for the control and treated lots for the 3 samples. By contrast, there is no significant difference between the lots. For example, for micro-organisms at 36°C, the ratio of non-compliant analysis is close to 50% in SL and increases in EL to 65% (D0) and 100% (D28). If the APIRE system has no beneficial effect, the experiment permitted to form a general diagnosis on water quality and to identify solutions to implement, from the installation of filtration systems to the advice on good practices, in particular of disinfection.

INTRODUCTION

La potabilité de l'eau à la Réunion est très variable selon la région. 47% des abonnés au réseau d'eau potable ont une eau de mauvaise qualité ou une qualité sanitaire qui n'est pas suffisante, car il n'y a pas de traitement de clarification de l'eau.
Dans les élevages de volaille les éleveurs peuvent utiliser l'eau du réseau d'eau potable, d'irrigation, des retenues collinaires ou ravines.
Il n'y a pas de norme pour la qualité bactériologique de l'eau pour les élevages. Les normes humaines servent de référence (ANSES, 2010).
Seuils de potabilité de l'eau :

UFC/Ml	36°	22°	Coli	Turbi	COT
Potable	<10	100	7,33	0,5	2

Au niveau des élevages, l'eau peut se dégrader à cause de la température de l'eau, des traitements nutritionnels ou d'une mauvaise désinfection avant la mise en place (MEP).
Avec la dégradation de la qualité de l'eau, il y a formation d'un biofilm, qui est une association de microorganismes pathogènes (bactéries, algues champignons) adhérant à une surface lorsque les conditions environnementales le permettent, à leur multiplication et à la formation d'une masse de composition chimique et biologique hétérogène (Servais et al., 1995 cités par Gautier, 2002).
Les incidences économiques et sanitaires sont nombreuses. Les bactéries peuvent alors se fixer à la surface des tuyauteries de manière temporaire (adsorption réversible) ou définitive (adsorption irréversible), en formant des structures permettant une adhésion permanente à la surface (Le Clozer, 1999).
Le Biofilm peut :
- Donner une eau de mauvaise qualité qui va causer des problèmes sanitaires à cause des bactéries pathogènes (*Pseudomonas*, *Campylobacter*, *E. Coli*, *Salmonella*) qui excrètent des substances extracellulaires polymériques (glycocalyx constitué de polysaccharides, glycoprotéines) chargées et neutres qui maintiennent le biofilm et le cimentent à la paroi du tuyau. Les filaments de ces polymères agissent également comme un système d'échange d'ions qui piège et concentre les nutriments et protègent les bactéries des désinfectants (Foulon, 2005 ; Vienot, 2005 ; Le Cozler, 1999 ; Tremblay, 2014).
- Boucher les pipettes, ce que va entrainer moins de consommation d'eau, d'aliment et comme conséquence une diminution du GMQ et de la croissance des animaux.
Pour le décapage et l'enlèvement de ce biofilm nous avons testé l'efficacité d'un système de nettoyage des lignes des pipettes, le système A.P.I.R.E© (Air Pressure Impulse Rinsing Equipment), qui permet d'enlever le biofilm qu'il n'est pas possible d'ôter avec des solutions chimiques. Il envoie en alternance de l'air et de l'eau avec une fréquence modulable ; il crée un bouchon d'air comprimé et d'eau et envoie mécaniquement les impuretés et le biofilm hors des lignes d'eau. L'objectif était de disposer d'une eau propre conduisant à une réduction des maladies et garantissant une bonne vaccination.
Ce système ne se substitue pas à la désinfection réalisée par les producteurs.

1. MATERIELS ET METHODES

1.1. Méthode de nettoyage

L'A.P.I.R.E. a été appliqué dans dix bâtiments d'élevages avant le nettoyage-désinfection du bâtiment.
L'appareil a été utilisé sur 2 ou 3 lignes, selon les bâtiments, et une ligne a été laissée comme témoin sans traitement.
L'appareil a été branché sur le circuit d'eau et le compresseur sur l'électricité. La pression de l'appareil a été adaptée à l'ancienneté des bâtiments et au type de matériel d'abreuvement.
Le bouchon de la fin de la ligne de pipettes (bout de ligne) a été enlevé et un seau a été posé en dessous pour la récupération de l'eau sale. Avant la prise d'échantillon, nous avons désinfecté le tuyau de la ligne des pipettes et un chalumeau allumé a été passé tout le long de la prise de l'échantillon.
Une caméra endoscopique (Findoo micro-caméra avec microsonde 4,5 mm) a été insérée en bout de ligne, avant et après le nettoyage, pour observer la qualité du nettoyage. Après 5 minutes de nettoyage, la canalisation été observée et le nettoyage s'est poursuivi jusqu'à niveau satisfaisant d'élimination du biofilm.

1.2. Protocole d'échantillonnage et analyses

A chaque visite, ont été prélevés :
- 2 échantillons d'eau d'un litre, en début de ligne et en bout de ligne, un pour la bactériologie et un pour la turbidité et le Carbone Organique Total (COT),
- Un échantillon d'eau de 5 litres, pour étudier l'absence ou la présence de salmonelle.
Trois prélèvements ont été réalisés, le premier jour de l'utilisation de l'appareil (pendant le vide sanitaire), le deuxième le jour de la mise en place (J0), et le troisième 28 jours après (J28).
Les analyses d'eau, réalisées par un laboratoire privé, sont : Micro-organismes à 22°C et 36°C, coliformes totaux, *Escherichia Coli*, Turbidité, carbone Organique total COT, Salmonelles et pH.

1.3. Enquête et analyse des données

L'éleveur a été questionné sur le protocole de nettoyage et de désinfection des lignes des pipettes : période de nettoyage, présence d'un décapage et d'une désinfection et dosage des produits, présence et durée du rinçage, et présence d'un rinçage après chaque traitement nutritionnel.
Les analyses statistiques ont été réalisées avec le logiciel R. Les comparaisons des résultats entre bout de ligne et fin de ligne et entre APIRE et Témoin ont été faites avec le test non paramétrique de Wilcoxon

sur échantillons appariés (wilcox.test), à partir des données d'analyses.

2. RESULTATS ET DISCUSSION

2.1. Résultats de l'enquête

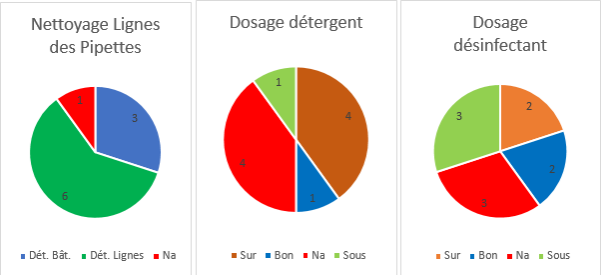
Des 10 éleveurs, 8 utilisent l'eau du réseau d'eau potable et 2 l'eau d'une ravine. Tous utilisent un système de filtration en début de ligne. Les 2 éleveurs qui utilisent l'eau de la ravine ont des filtres à sable et un à des lampes UV pour le traitement de l'eau.
100% des éleveurs nettoient et désinfectent les lignes des pipettes, mais seulement 10% utilisent le bon dosage de produit nettoyant et 20% utilisent les bonnes doses de désinfectant (tableau 1). Ils ne laissent pas agir assez long temps les produits et ne font pas un bon rinçage.

Tableau 1. Résultats de l'audit « nettoyage et désinfection des lignes »

	Oui (%)	Non (%)
Nettoyage, Rinçage décapant, Désinfection	100	0
Produit décapage	90	10
Bon dosage décapant	10	90
Temps de rinçage	40	60 (insuffisant)
Bon dosage désinfectant	20	80
Temps d'action	30	70
Rinçage après désinfection	80	20
Rinçage pendant le lot	30	70
Nutritionnel	70	30
Rinçage	20	80
Acidifiant, peroxyde ou Cl	80	20

Le rinçage des lignes des pipettes, tant à l'arrivée des poussins que pendant le lot, n'est pas bien effectué. (Figure 1 et tableau 1)

Figure 1. Résultats des audits « nettoyage-désinfection des lignes des pipettes »



Pour le rinçage des pipettes pendant le lot de production, 2 le font le premier jour après la MEP, un producteur le fait 3 fois pendant le lot, un tous les jours et les autres le font seulement avant la MEP.

2.1. Résultats des analyses d'eau

Tous les résultats d'analyses de salmonelles ont été négatifs.

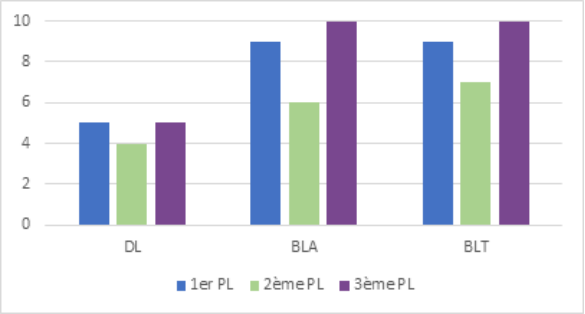
Le **pH moyen** est élevé en début et bout de ligne.

	Objectif*	Début ligne	Bout ligne
pH Moyen		7,84	7,33
pH Min.	5,5	7,50	4,33
pH Max.	6,5	8,50	8,50

* (ITAVI, 2012)

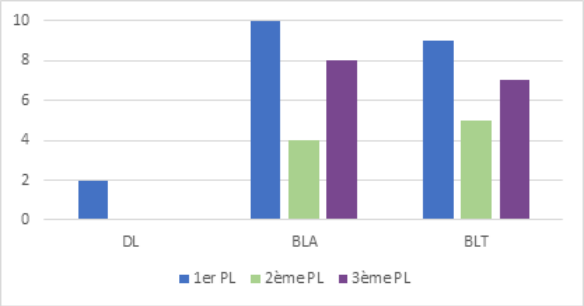
La figure 2 montre que pour **les microorganismes totaux à 36° C**, les analyses d'eau en DL ne sont pas aux normes dans 40 à 50% des cas, selon la date de prélèvement.

Figure 2. Analyses non conformes pour les micro-organismes totaux (36°C)



Au premier prélèvement, la différence est hautement significative entre le début de ligne (DL) et le bout des lignes (BL) des pipettes pour l'APIRE (0,009) et le Témoin (0,005) mais il n'y aucune différence entre APIRE (BLA) et Témoin (BLT) (0,109). Pour le 2ème prélèvement, les résultats d'analyse de l'APIRE sont meilleurs uniquement du fait d'un élevage et la différence entre le Témoin et l'APIRE n'est pas significative (0,0726). Pour le troisième prélèvement, il n'y a toujours pas de différence entre les 2 échantillons (0,609), mais elle reste significative entre début de ligne et bout de ligne, dans les 2 cas (0,014).
A 22° C, on observe le même schéma qu'à 36°C, avec cependant moins d'analyses non conformes. Ainsi, dans les 3 prélèvements, l'eau n'est pas aux normes en début de ligne dans 20 à 30% des cas. Globalement, la différence entre DL et BL est significative (0,020) ou en limite de significativité, sauf pour le 2e prélèvement du Témoin. Par contre, il n'y aucune différence significative entre APIRE et Témoin pour l'ensemble des prélèvements (0,916).
Les résultats sont les mêmes pour ***Escherichia Coli* et pour les coliformes**. En DL, pour le premier prélèvement, 8 élevages sur 10 ont des résultats conformes (figure 3). Ils le sont tous pour les deux autres prélèvements.

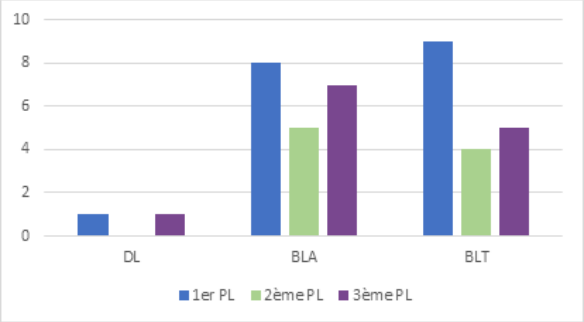
Figure 3. Analyses non conformes pour les coliformes totaux



En BL, les résultats entre APIRE et Témoin varient dans le même sens selon les prélèvements et sont plus fluctuants dans le cas de l'APIRE (de 4 à 10 analyses non conformes). Il n'y a aucune différence significative entre les 2, pour les 3 prélèvements. Le taux de coliformes est utilisé comme témoin de l'efficacité de l'étape de désinfection (Pelleïeux S., 2013).

La turbidité de l'eau est dans les normes en DL (figure 4), mais elle augmente dans la ligne de pipettes.

Figure 4. Analyses non conformes pour la turbidité

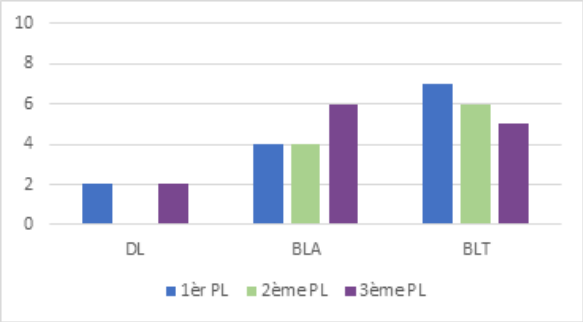


L'eau avec une turbidité élevée contient des matières organiques, transporte des micro-organismes qui se fixent aux particules en suspension et contribue à fournir aux coliformes plus de particules pour se protéger de l'action du chlore. En BL, au premier prélèvement, 80% des analyses ne sont pas aux normes pour l'APIRE et 90% pour le témoin. La proportion d'analyses non conformes est comprise entre 40% et 90%. La proportion d'analyses conformes est plus élevée sur l'échantillon Témoin pour les 2 derniers prélèvements. Les différences entre début et fin de ligne sont significatives (0,0346) ou hautement significatives (0,021) sur les 3 prélèvements. Par contre, il n'y a aucune différence significative entre APIRE et Témoin.

Pour **le Carbone Organique Total**, il n'y a qu'un faible nombre d'analyses non conformes en DL (20%) (figure 5). Il n'y a pas de différence significative entre les 3 prélèvements.

Sur l'ensemble des prélèvements, les analyses se situent entre 40% et 60% de non conformes pour l'APIRE et entre 60% et 70% pour le Témoin, mais les différences ne sont pas significatives pour les 2 premiers prélèvements. Les différences entre début et fin de ligne sont significatives (0,049) ou hautement significatives (0,009) sur les 3 prélèvements.

Figure 5. Analyses non conformes pour le Carbone Organique Total



CONCLUSION

La comparaison entre l'APIRE et le témoin ne montre pas de différence significative sur la quasi-totalité des paramètres et des prélèvements. L'APIRE ne nous donc pas apporté la solution attendue, mais ce travail nous a permis d'identifier des problèmes sur la qualité de l'eau (contamination de l'eau) et sur le protocole de nettoyage et désinfection.

Les résultats nous ont conduits à formuler un ensemble de conseils, en lien avec les pratiques relevées, sur:

- l'amélioration de la qualité de l'eau via l'installation de filtres et sur leur entretien,
- la réduction du pH avec un acide (pour ne pas altérer l'activité des désinfectants).
- l'attention au montage des stations de traitement
- l'entretien et la surveillance des pompes de dosage
- les bons dosages des produits de nettoyage et désinfection pendant le vide sanitaire et l'utilisation, au préalable d'une base forte,
- le rinçage et vidanges réguliers des lignes des pipettes pendant le lot.

Nous pensons que l'utilisation de l'APIRE© peut avoir une utilité avant le nettoyage et la désinfection du bâtiment dans les situations où le bâtiment est ancien et quand l'eau est de mauvaise qualité. L'APIRE ne se substitue pas au protocole de nettoyage et désinfection mais constitue un complément qui va permettre de retarder l'apparition de biofilm.

Ce travail a contribué à mettre en place une équipe sur la qualité de l'eau, adaptée aux problématiques de la Réunion, qui réalise des diagnostics et apporte des conseils aux éleveurs.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Anses 2010. Etat de lieux des pratiques et recommandations relatives à la qualité sanitaire de l'eau d'abreuvement des animaux d'élevage. (Saisine 2008-SA-0162) 28-29
Foulon F., 2005. Une nouvelle alternative contre les biofilms hydriques. Fil. Avi., (681) 65-67.

Gautier F., 2002, Biofilms et qualité biologique de l'eau potable au cours de la distribution. Mémoire DESS Univ. Picardie.

ITAVI, 2012. L'eau en élevage avicole : Une consommation maitrisée. 1-34

Le Clozer Y. 1999. Maîtriser le biofilm. Réu. Avi., (49) 44.

Pelleïeux S., 2013, Interaction de bactériophages avec des surfaces colonisées par des biofilms d'eau potable et évaluation des protocoles de nettoyage. Thèse Ec. Doc. Bio SE, Univ. de Lorraine.
Servais P., Laurent P., Randon G, 1995, Comparison of the bacterial dynamics in various French distribution systems, Journal Water SRT-Aqua, 44, (1), 10-17.

Tremblay, 2014, Les biofilms bactériens : leur importance en santé animale et en santé publique. The Can Jour. Vet. Res. (78) 110-116

Vienot E. 2005. Le dioxyde de chlore arrive à bout des biofilms. Fil. Avi., (673) : 70-71.