

ECOLE NATIONALE SUPERIEURE VETERINAIRE

Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du

Diplôme de Master en sciences vétérinaires

THEME

**Etude in vitro de l'effet de quelques désinfectants sur les œufs de
Trichuris sp. isolés chez les primates (*Cercopithecus aethiops* - Grivet)**

Présenté par : Mlle ALLEM Ilissa

Soutenu le : 13 /02/2020

Devant le jury composé de :

Président : HARHOURA Khaled	Professeur	E.N.S.V
Promotrice : AISSI Miriem	Professeure	E.N.S.V
Examinatrice 1 : TAIBI Messaouda	Maitre de conférences classe B	E.N.S.V
Examinatrice 2 : ZENIA Safia	Maitre Assistante classe A	E.N.S.V

Année universitaire : 2019/2020

REMERCIEMENTS

Mes remerciements iront d'abord à ma promotrice **Pr. AISSI Miriem**, pour avoir accepté de continuer à travailler avec moi, avec patience durant ce master, pour sa confiance et tous les conseils qu'elle ne cesse de me prodiguer aussi bien sur le plan professionnel que personnel.

Pr. HARHOURA Khaled, présidant une seconde fois ma soutenance, continuant encore et toujours à croire en moi. Merci de m'écouter aussi souvent et de toujours me redonner espoir.

Madame **Messaouda TAIBI** (Maitre de conférences classe B., ENSV), avec qui j'ai partagé quelques moments fort troublants de mon quotidien étudiantin à Bab-Ezzouar et pour tous ses mots d'encouragement.

Madame, **Zenia Safia**, (Maitre assistante classe A., ENSV), pour son soutien et son aide ainsi que sa compréhension durant ce master. Pour la personne attentionnée et motivante qu'elle est.

Au zoo de BEN AKNOUN, merci à Monsieur **BENDIB**, Directeur de l'exploitation du zoo pour son écoute et sa compréhension, à Madame **SLAHDJI**, Directrice de l'unité zoologie et botanique, aux docteurs **ZERROUKI Souad** et **BELAYAT Yazid** pour leur aide si précieuse à la réalisation de ce mémoire. Merci également aux animaliers **Nour-Eddine et Mohammed** pour leur coopération et leurs conseils.

Dédicaces

Aux membres de ma famille qui n'ont eu de cesse de croire en moi durant cette période qui n'a pas été de tout repos. Pour m'avoir accompagnée, écoutée et encouragée sans relâche. Aujourd'hui tout ça a fini par payer.

Nesrine pour ton aide si précieuse quand je ne savais plus où donner de la tête.

Pendimen & Cafuné.

A Mme CHAOUADI Melissa, pour sa bonté et sa bienveillance. Je n'imaginai pas tout le bien que sa rencontre aller me procurer à cette période précise de ma vie. Merci encore.

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : <i>Chlorocebus aethiops</i> à la Barbade. (HAYNES 2008).....	2
Figure 2: <i>Chlorocebus aethiops</i> . 2006. Parc National Awash, Ethiopie.....	2
Figure 3 : Répartition géographique du singe grivet <i>Chlorocebus aethiops</i>	3
Figure 4: Mâle grivet (WADDINGTON R., 2013)	3
Figure 5: Femelle grivet (WITHERS-CLARKE C., 2016)	3
Figure 6: Œuf de <i>Trichuris vulpis</i> . ZAJAC A.N., CONBOY G.A., 2012	5
Figure 7 : Œufs de <i>Trichuris trichiura</i> . Fischer et al 2018.	5
Figure 8 : Œuf de <i>Trichuris trichiura</i> (Thienpont et al., 1979)	6
Figure 9 : Cycle évolutif de <i>Trichuris</i> sp. ALMONSI-LE SUEUR F., 2015	7
Figure 10 : Vue en plan du parc animalier de Ben Aknoun –Alger.....	11
Figure 11 : Entrée du zoo de Ben Aknoun.....	12
Figure 12 : Entrée principale de la singerie (ALLEM I., 2019).....	13
Figure 13 : Singerie, allée des visiteurs (ALLEM I., 2019)	13
Figure 14 : Cage des lémuriens (ALLEM I., 2019)	13
Figure 15 : Cages des primates (ALLEM I., 2019).....	13
Figure 16: Photo Grivet: <i>Chlorocebus aethiops</i> (ALLEM.I, 2019).....	14
Figure 17: (A) Mâle <i>Cercopithecus aethiops</i> (Grivet) (ALLEM I.2020).....	14
Figure 17 : (B) Mâle <i>Cercopithecus aethiops</i> (Grivet) (ALLEM I.2020).....	14
Figure 18 : Les étapes de la technique de flottaison (Photos ALLEM I., 2019).....	17
Figure 19: Dépôt d'eau de javel pure sur lame contenant la solution fécale (ALLEM I.2020)...	19
Figure 20 : Bleu de méthylène (ALLEM I.2020)	19
Figure 21: Prélèvement du bleu de méthylène à la pipette pasteur (ALLEM I.2020)	19
Figure 22:. Dépôt de bleu de méthylène sur lame (ALLEM I.2020)	19

Figure 23: Lames après coloration au bleu de méthylène (ALLEM I.2020)	20
Figure 24: Observation au microscope photonique (ALLEM I.2020).....	20
Figure 25 : Etapes de réalisation des dilutions. (ALLEM I.2020).....	21
Figure 26: Œuf de <i>Trichuris</i> sp (Gr. x40 zoom 2,7) (ALLEM I.2020).....	23
Figure 27: Œuf de nématode (Gr. x40 Zoom 2,6) (ALLEM I.2020).....	23
Figure 28: Larve <i>Trichostrongylus</i> sp (Gr.x40 Zoom X 3)(ALLEM I.2020).....	24
Figure 29: Larve de <i>Trichostrongylus</i> sp (Gr.x40 Zoom X 3)(ALLEM I.2020).....	24
Figure 30 : Femelle de <i>Strongyloides stercoralis</i> (Grx 60 zoom x 2,3) (ALLEM I.2019)	24
Figure 31: Femelle gravide de <i>Strongyloides stercoralis</i> (Grx 60 zoom x 2,5) (ALLEM I ; 2019).....	24
Figure 32 : Œuf de <i>Trichuris</i> sp avant coloration (Gr. x40 Zoom x3.7) (ALLEM I.2020)	25
Figure 33: Œuf de <i>Trichuris</i> sp après décoloration à l'eau de javel pure (Gr. x40 Zoom x4) (ALLEM I .2020)	25
Figure 34: Œuf de <i>Trichuris</i> sp 10min après utilisation de l'eau de javel pure puis coloration au bleu de méthylène à (Gr x40 Zoom x2.5)(ALLEM I.2020).....	25
Figure 35: Œuf de <i>Trichuris</i> sp 20min après suite à utilisation de l'eau de javel diluée à 10^{-1} puis coloration au bleu de méthylène (Gr x40 Zoom x2.2) (ALLEM I .2020)	25
Figure 36 : Œuf de <i>Trichuris</i> sp 40 min après coloration au bleu de méthylène suite à l'utilisation d'eau de javel diluée à 10^{-2} (Grx40 Zoom 2,7) (ALLEM I., 2020).....	26
Figure 37 : Œuf de <i>Trichuris</i> sp, 60min après utilisation du formol puis coloration au bleu de méthylène (Grx40, zoom x 2,7) (ALLEM I.2020).....	26
Figure 38 : Œuf de <i>Trichuris</i> sp. 30min après coloration au bleu de méthylène après utilisation de formol (Gr x 40 zoom x 2,5) (ALLEM I., 2020).....	26
Figure 39: Œuf de <i>Trichuris</i> sp. 20minutes après coloration au bleu de méthylène suite à l'utilisation de méthanol (Grx40 Zoom x 3) (ALLEM I., 2020).....	27
Figure 40 : Œuf de <i>Trichuris</i> sp. 40min après coloration au bleu de méthylène suite à l'utilisation de méthanol (Grx40 Zoom x 3) (ALLEM I., 2020).....	27
Figure 41 : Œuf de nématode 20min après utilisation du formol puis coloration au bleu de méthylène (Gr x60 Zoom 1,8) (ALLEM I.2020)	27
Figure 42: Œuf de nématode 3h après l'utilisation de formol puis coloration au bleu de méthylène (Zoom 3,1 Grx 40) (ALLEM I.2020)	27

Figure 43: Adulte de <i>Strongyloides stercoralis</i> 15 min après l'utilisation de l'eau de javel diluée de 10^{-1} puis coloration de bleu de méthylène (Gr.x 40 Zoom 1,2) (ALLEM I.2020)	28
Figure 44 : Adulte <i>Strongyloides stercoralis</i> 40min après utilisation d'eau de javel diluée a 10^{-1} puis coloration au bleu de méthylène. (Grx40 zoom 1,8)	28
Figure 45: Larve de <i>Trichostrongylus</i> sp 40min après coloration au bleu de méthylène suite à l'utilisation du méthanol. (Grx40) (ALLEM I., 2020)	28
Figure 46 : Pourcentage des œufs de <i>Trichuris</i> sp positifs à la coloration au bleu de méthylène (ALLEM 2020)	30
Figure 47 : Pourcentage des œufs de <i>Trichuris</i> sp positifs à la coloration au bleu de méthylène (ALLEM I.2020)	32

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 :	29
Tableau 2 :	31

LISTE DES ABREVIATIONS

MARV : Virus de Marburg

UICN : Union Internationale pour Conservation de la Nature.

(*) : Se référer au glossaire pour la définition.

(Chiffre) : Se référer aux « références bibliographiques » en suivant l'ordre.

SOMMAIRE

INTRODUCTION	1
<u>Chapitre 1 : Données bibliographiques sur le singe Grivet (<i>Cercopithecus aethiops</i>)</u>	2
I.1. Caractéristiques du singe Grivet	2
I.2. Répartition géographique du singe Grivet	3
<u>Chapitre 2 : Données bibliographiques sur <i>Trichuris</i> sp du singe grivet</u>	4
II.1. Taxonomie	4
II.2. Etude du parasite <i>Trichuris</i> sp.	4
II.3. Cycle évolutif.....	6
II.4. Symptomatologie	8
II.4. 1. Manifestations cliniques à <i>Trichuris vulpis</i> (Bobek., 2005)	8
II.4. 2. Manifestations cliniques à <i>Trichuris trichiura</i>	8
II.4. 2.1. Cas d'infection modérée	9
II.4. 2.2. Cas d'infection grave (Syndrome dysentérique)	9
II.4. 2.3. Cas d'infection chronique	9
II.5. prophylaxie	10
II.5.1. Trichocéphalose à <i>Trichuris trichiura</i>	10
<u>Chapitre 3: Matériel et méthodes</u>	11
III.1. Zone de travail : Parc animalier de Ben Aknoun –Alger	11
III.1.1. Localisation	11
III.1.2 Le complexe	11
III.1.3. Présentation de la singerie	12

III.1.4. Les singes grivet de la singerie	14
III.1.5. Conditions de vie du singe grivet	15
III.1.5. 1. Alimentation	15
III.1.5. 2. Soins et moyens prophylactiques mis en place	15
III.2. Méthodes d'analyses des selles	15
III.2.1. La technique de flottaison (Selon ZDENEK Z., 1989)	15
III.2.1.1. Etapes de la flottaison	16
III.2.2. Inactivation des œufs de <i>Trichuris</i> sp.....	18
III.2.2.1. Etapes de réalisation des dilutions	20
III.3. Exploration des résultats par des indices écologiques et statistiques	22
III. 3.1. Tests statistiques	22
III.3.2. Fréquence centésimale	22
Chapitre 4 : Résultats et discussion	23
IV.1. Résultats	23
IV.1. 1. Inventaire des parasites retrouvés.....	23
IV.1.2. Action des désinfectants sur les parasites isolés.....	25
IV.1.3. Résultats globaux des essais de coloration sur les œufs de <i>Trichuris</i> sp	29
IV.1.4. Taux de coloration des œufs de <i>Trichuris</i> sp après utilisation des détergents	29
IV.1.5. Coloration des œufs de <i>Trichuris</i> sp. par mesure du temps	30
IV.1.6. Vitesse de coloration des œufs de <i>Trichuris</i> sp. Par mesure du temps.....	31
IV.2. Discussion.....	33
Conclusion	36
Recommandations.....	37

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES 38

Résumés

INTRODUCTION

Il va sans dire que les primates ont toujours été un modèle expérimental important lors de l'étude des maladies humaines et ce dans de nombreux domaines, commençant par l'hématologie, où le singe rhésus qui selon **Tazerout et Galinier en 2008** a servi dans des tests donnant plus tard son nom à un groupe sanguin humain, en passant par la virologie où le **virus Marburg*** l'un des plus pathogènes pour l'homme s'est vu avoir pour origine le singe Grivet, nous rappelant que la barrière entre singe et humain semble n'avoir cessé de s'amincir, laissant libre cours à la transmission de zoonoses. (**Leroy et al., 2011**).

Après un suivi coprologique chez 06 espèces de singes durant un an au sein du parc zoologique de Ben Aknoun, une espèce en particulier a retenu notre attention. En effet le singe Grivet, était de loin le primate le plus parasité, enregistrant un taux de parasitisme quasi continu durant tout le long de l'étude menée (92,43 %) et ce malgré le nettoyage régulier des cages, ainsi que le traitement antiparasitaire saisonnier administré aux singes. (**Allem, 2019**).

La flottaison réalisée, a montré des résultats plus que significatifs concernant les genres parasitaires isolés. A l'issue des analyses, *Trichuris* sp. était le parasite omniprésent de l'étude, retrouvé à des taux relativement élevés constituant ainsi un réel danger pour les singes du zoo.

Comme le dit **E. Musuabao (2007)**, en plus d'être extrêmement résistant dans le milieu extérieur, *Trichuris* sp. appartiendrait aux parasites les plus fréquemment retrouvés chez les primates.

Selon une étude coprologique menée par **Dalimi et al., (2016)** en Iran, sur 40 grivets sujets à l'étude, tous (100%) présentaient une infestation par des parasites digestifs. Parmi les parasites retrouvés, l'espèce *Trichuris trichiura* -qui est zoonotique- faisait partie des helminthes isolés. **Legesse et al., (2004)** en Ethiopie, retrouvent un taux de 36,6 % de *Trichuris* sp. après examen coprologique d'échantillons appartenant à *Cercopithecus aethiops* et provenant de quatre localités différentes.

Ce mémoire visera à réaliser un inventaire des parasites isolés chez *Cercopithecus aethiops* grâce à des analyses coprologiques des selles de ce dernier.

Dans un second temps, en vue d'instaurer de meilleures mesures hygiéniques, les œufs parasitaires seront soumis à diverses molécules chimiques dans le but de déterminer le meilleur agent détruisant ces derniers, permettant de cette manière d'attester de l'efficacité du traitement anti parasitaire administré et compte tenu de la résistance des œufs de *Trichuris* sp dans la milieu extérieur, éviter ainsi d'éventuelles ré-infestations des primates suite à une mauvaise désinfection des cages à cause du manque d'efficacité de la molécule utilisée.

Chapitre 1 : Données bibliographiques sur le singe Grivet (*Cercopithecus aethiops*)

I.1. Caractéristiques du singe Grivet

Simien* **catarrhinien***, appartenant au genre *Cercopithecus* qui réunit une vingtaine d'espèces, le Grivet est un singe de taille moyenne, pourvu d'une face nue, noire et aplatie, d'une cavité buccale comportant des **abajoues***, une longue queue non préhensile, utilisée pour l'équilibre de ce dernier (Lorsqu'il est perché sur des arbres ou certaines hauteurs (**Gaisler J. et Zejda J., 1995**), ainsi que la direction et le freinage en sautant de branche en branche. La variation dans la coloration de son pelage permet la différenciation de plusieurs sous espèces. Son alimentation couvre ses besoins en eau, ce qui lui permet de ne boire que rarement. Au tempérament assez calme comparé aux autres singes, il vit en petits groupes de vingt animaux. La gestation des femelles rarement gémellaire dure sept (07) mois. (**Gaisler J. et Zejda J., 1995**)



Figure 1: *Chlorocebus aethiops* à la barbade. (**Haynes 2008**).

https://fr.wikipedia.org/wiki/Chlorocebus_aethiops



Figure 2: *Chlorocebus aethiops*. 2006. Parc National Awash, Ethiopie.

<https://www.flickr.com/photos/41278588@N03/4716675229>

I.2. Répartition géographique du singe Grivet

Cercopithecus aethiops est retrouvé du Sénégal et de la Guinée-Bissau à l'ouest du bassin de la Volta au Ghana. Mais également dans l'archipel des Bijagos (Guinée Bissau) (Gippoliti et Dell'Omo 2003). Il a été introduit par les humains à la Barbade et dans les Caraïbes, ainsi qu'au Cap-Vert. Les singes Grivet sont peu spécialisés et donc extrêmement adaptables sur tous les milieux (Rural, arbres, sol, parcs urbains, savane). Les seuls endroits où on ne les retrouve pas sont les déserts et au dessus des limites des forêts en montagne. (Gaisler J et Zejda J., 1995), [13]



Figure 3 : Répartition géographique du singe grivet *Chlorocebus aethiops*. [38]



Figure 4: Mâle grivet (Waddington R., 2013)



Figure 5: Femelle grivet (Withers-Clarke C., 2016)

Figure 4 et 5 : Dimorphisme sexuel, les mâles sont facilement reconnaissables à leur scrotum bleu turquoise.

Chapitre 2 : Données bibliographiques sur *Trichuris* sp.

II.1. Taxonomie

La classification de trichuris sp proposée par **EUZEBY (2008)** est la suivante

Phylum :	Nematoda
Classe :	Nematoidea
Sous classe :	Dorylaimia
Ordre :	Trichinellida
Super famille :	Trichinelloidea
Famille :	Trichuridae
Genre :	<i>Trichuris</i> sp.
Espèces :	<i>T. vulpis</i>
	<i>T. trichiura</i>
	<i>T. fulleborni</i>
	<i>T. muris</i>
	<i>T. ovis</i>

II.2. Etude du parasite *Trichuris* sp.

Trichuris sp. est un parasite hématophage du caecum et colon des mammifères à l'exception des équidés (**Euzeby J., 2008**). S'insérant dans la muqueuse par sa partie fine, il absorbe le sang par simple capillarité. (**Almonsi-Le Sueur F., 2015**). Parasite bénin, hormis chez les sujets fragilisés. Il est le seul genre parasitaire représentant la famille des Trichuridés. (**Euzeby J., 1964**) ; Ce parasite est particulièrement fréquent dans les pays tempérés et surtout dans les pays chauds et humides.

Chez les primates, l'espèce *Trichuris trichiura* retrouvée chez l'homme a été reconnue comme parasite du singe également. (**Euzeby J., 1964**).

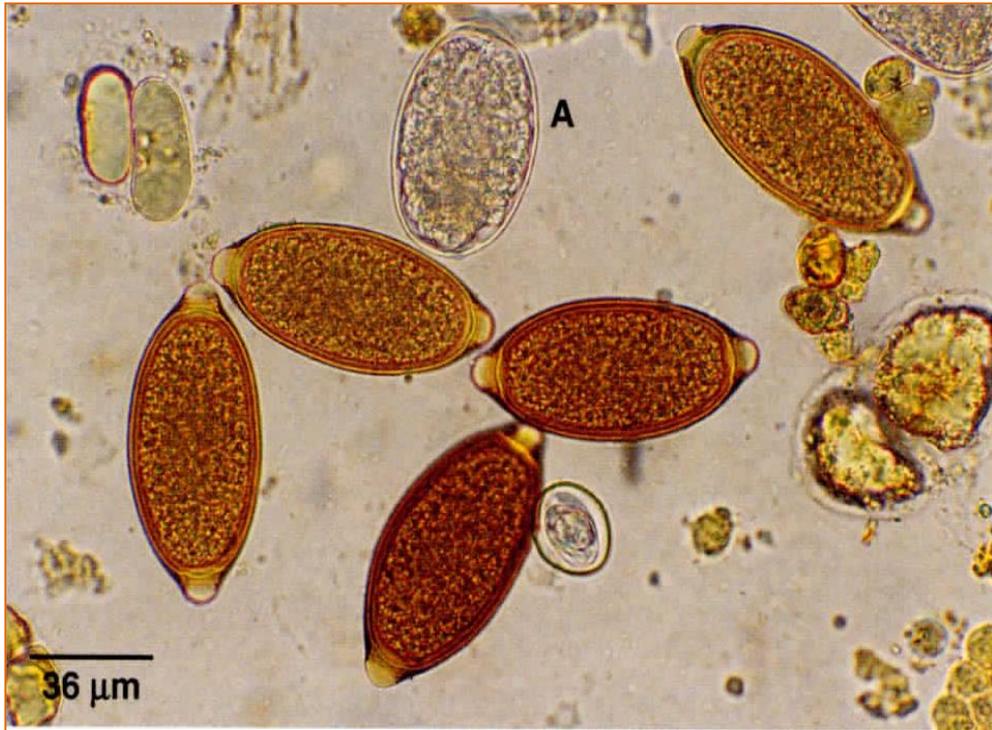


Figure 6 : Œuf de *Trichuris vulpis*. (Zajac A.N., Conboy G.A., 2012)



Figure 7 : Œufs de *Trichuris trichiura*. (A : vide/ B : Plein) (Fischer et al., 2018).



Figure 8 : Œuf de *Trichuris trichiura* (Thienpont et al., 1979)

II.3.Cycle évolutif

Ne parasitant qu'un seul hôte, le cycle des Trichures est très simple, de type monoxène direct et diphasique.

Les œufs, pondus non segmentés, sont rejetés dans cet état avec les fèces des sujets infestés (3). Durant cette phase exogène qui se déroule dans le milieu extérieur, il se formera dans l'œuf une larve infestante sous conditions climatiques favorables (4 et 5). C'est l'ingestion de cet œuf larvé qui est à l'origine de l'infestation.

Il est à noter que les œufs contenant la larve infestante peuvent garder leur caractère infestant plusieurs années sous nos climats. Il est donc particulièrement difficile d'éliminer le parasite du milieu extérieur.

L'animal se contamine par ingestion des larves infestantes retenues dans les œufs se trouvant dans les aliments souillés ou la terre et dans l'eau. (1)

Après absorption, les larves éclosent des œufs et sont relâchées dans le tractus gastro-intestinal (GI). La larve s'enfonce dans la paroi du gros intestin puis se développe pendant 2 à 10j en muant (5 stade larvaires) jusqu'au stade adulte. (2)(Euzeby J., 1964).

La femelle pond alors ses œufs qui sont éliminés dans le milieu extérieur via les selles. Les œufs peuvent évoluer en 08 jours dans des conditions favorables du milieu extérieur. Les œufs résistent à des températures inférieures 0°C jusqu'à -20°C. Ils sont détruits par la dessiccation.

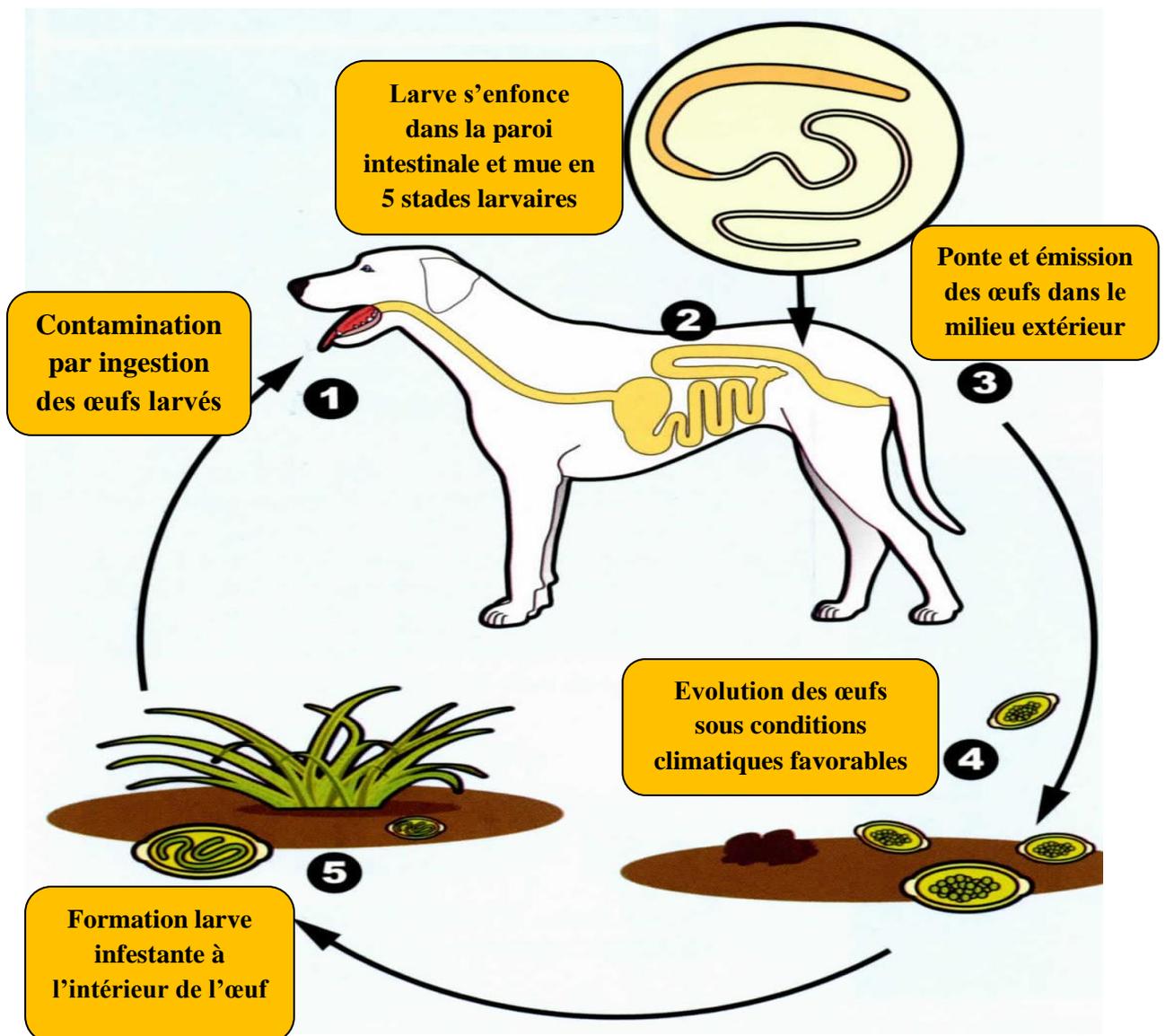


Figure 9 : Cycle évolutif de *Trichuris sp.* (Almonsi-Le Sueur F., 2015)

II.4. Symptomatologie

II.4. 1. Manifestations cliniques à *Trichuris vulpis* (Bobek., 2005)

Les adultes fixés à la muqueuse du colon et caecum sont responsables des symptômes cliniques de la trichurose. L'affection touche les animaux de tout âge, bien que sa fréquence soit plus importante chez les jeunes. Sont observés durant les manifestations cliniques des signes :

- D'anémie
- Diarrhée pouvant être striée de sang
- Coliques
- Dégradation de l'état général dans les cas de fortes infestations
- Troubles de reproduction : stérilité et impuissance

Ces signes ne sont pourtant pas constants, dans quelques cas, seule l'hyponutrition est constatée.

- Des lésions anatomiques apparentes peuvent également être aperçues au niveau du caecum et colon
- Typhlocolite catarrhale (pouvant entraîner la mort de l'animal si forte infestation)

II.4. 2. Manifestations cliniques à *Trichuris trichiura*

Exceptionnellement des accidents de système nerveux (**Brouadel., 1897**). La gravité de la maladie dépend de l'intensité de l'infestation dans le tractus gastro-intestinal et des caractéristiques associées à l'hôte, comme l'âge, l'état de santé général et les réserves en fer (**Stephenson et al 2000**). Chez les personnes présentant une hypersensibilité, l'infection peut entraîner des réactions non spécifiques telles que la nervosité, l'anorexie et l'urticaire. La plupart des cas d'infection bénigne sont asymptomatiques (**Heymann 2008 et Stephenson et al 2000**).

II.4. 2.1. Cas d'infection modérée

Lorsqu'il y a au plus 20 vers adultes, ces derniers sont confinés au cæcum et au côlon ascendant. Les symptômes comprennent

Douleurs abdominales basses et épigastriques,

Diarrhée (rarement sanglante),

Vomissements, des flatulences et une distension,

Maux de tête, une perte de poids, une hyperémie et une carence en fer

(11,40,1,35).

II.4. 2.2. Cas d'infection grave (Syndrome dysentérique)

Lorsqu'on compte 200 vers adultes ou plus, les vers envahissent le côlon distal et le rectum et les manifestations observées sont les suivantes :

- Diarrhée sanglante avec présence abondante de mucus ;

- Douleurs abdominales et ténésme, une perte de poids menant à la cachexie ainsi qu'une grave anémie ;

- Un prolapsus rectal, une éosinophilie modérée et un hippocratisme digital.

(26,11, 40,35).

II.4. 2.3. Cas d'infection chronique

Etant à l'origine d'un retard de croissance chez les enfants, d'une mauvaise condition physique et d'un état nutritionnel déficient (7). *T. trichiura* se nourrit de sang dans le côlon; on estime donc que chaque ver consomme environ 0,005 ml de sang par jour (11,35). Dans les cas d'infection grave, chaque ver peut consommer jusqu'à 4 ou 5 ml de sang par jour. Les infections concomitantes par d'autres organismes vermiformes tels qu'*Ascaris lumbricoides*, *Necator americanus* et *Ancylostoma duodenale* peuvent causer un arrêt de croissance prématuré, un retard mental et des anomalies cognitives(7).

II.5. Prophylaxie

II.5.1. Trichocéphalose à *Trichuris trichiura*

L'infestation par *Trichuris trichiura* est souvent une découverte fortuite de laboratoire, cette verminose étant peu pathogène. (ANOFEL., 2014)

La prophylaxie médicale repose sur l'utilisation du mébendazole et albendazole (surtout utilisés pour la prévention à grande échelle en région endémique) (7).

Les autres mesures (hygiéniques) comprennent :

L'amélioration de la salubrité environnementale par l'élimination adéquate des matières fécales (lutte contre le péril fécal).

- pour éviter la contamination du sol ;
- Une bonne hygiène du personnel du zoo pour éviter tout risque de contamination croisée ;
- Lavage des aliments crus et des mains et par l'ébullition ou le filtrage de l'eau possiblement contaminée (1 et 40).

Chapitre 3: Matériel et méthodes

III.1. Zone de travail : Parc animalier de Ben Aknoun – Alger

III.1.1. Localisation

Ayant ouvert ses portes en 1982 dans la forêt de Ben Aknoun, Le parc zoologique du même nom est situé au Sud-Ouest d'Alger, (Algérie) dans le quartier Saïd Hamdine, entre Ben Aknoun et Hydra.

III.1.2 Le complexe

Le parc de Ben Aknoun est divisé en deux zones et comprend un zoo et un parc d'attractions.

Sa superficie est de 304 hectares, aménagée en plein centre urbain, elle est répartie en plusieurs zones : 50 ha réservés aux attractions (20 ha manèges) et aires de détente, 40 ha aux animaux, 200 ha de forêts, 2 hôtels le Mouflon d'or et la résidence Le Moncada, de nombreux commerces et lieux de restauration appartenant à des particuliers, ainsi que plusieurs hectares de terre de forêt magnifique.

Des moyens de transport ont été mis à la disposition des visiteurs : Train touristique et 2 télécabines aériennes.

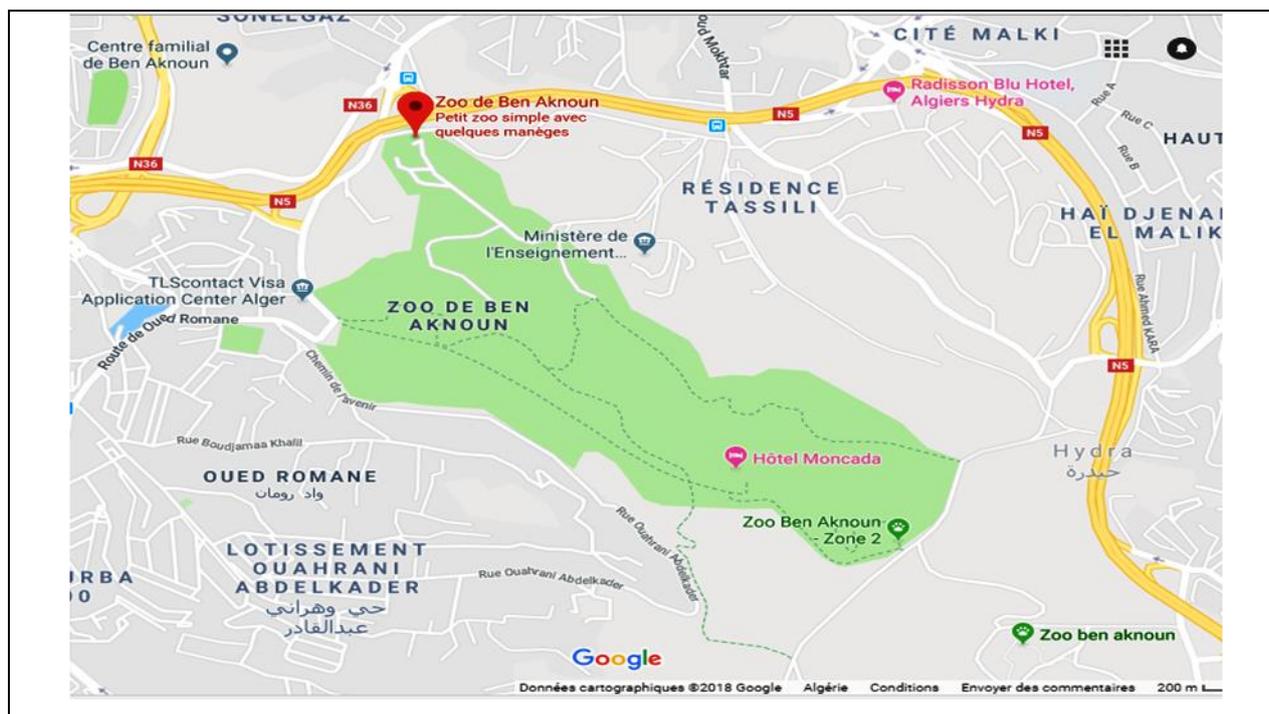


Figure 10 : Vue en plan du parc animalier de Ben Aknoun –Alger (23)



Figure 11 : Entrée du zoo de Ben Aknoun. (2)

III.1.3. Présentation de la singerie

Située sur la corniche du zoo, d'une superficie avoisinant les 500m², la singerie fait partie des premiers lieux de halte au sein du zoo où les visiteurs pourront découvrir les multiples espèces qu'abrite l'endroit.



Figure 12: Entrée principale de la singerie (ALLEM I., 2019)



Figure 13: Singerie, allée des visiteurs (ALLEM I., 2019)



Figure 14: Cage des lémuriers (ALLEM I., 2019).



Figure 15: Cages des primates (ALLEM I., 2019).

III.1.4. Les singes grivet de la singerie



Figure 16: Photo **Grivet** : *Chlorocebus aethiops* (ALLEM I., 2019)

Répartition : Afrique subsaharienne

Famille : Catarhiniens, cercopithécidés

Régime alimentaire : principalement végétarien mais peut manger des oisillons petits mammifères, insectes.

Gestation : Environ sept mois

Nombre de petit par portée : 1 petit

Longévité : 30 ans.

Zone de localité : Bois, savane et hauts plateaux, brousse* dense, galeries forestières.

Statut de conservation : Espèce actuellement stable. (38)



Figure 17 (A) : Mâle *Cercopithecus aethiops* (Grivet)(ALLEM I., 2020)



Figure 17 (B) : Mâle *Cercopithecus aethiops* (Grivet)(ALLEM I., 2020)

III.1.5. Conditions de vie du singe grivet

III.1.5. 1. Alimentation

Les trois singes grivet sont nourris une fois par jour le matin dès l'arrivée de l'animalier après le nettoyage quotidien des cages. Leur régime alimentaire est principalement constitué d'œuf, laitue, carottes et des fruits en tout genre.

III.1.5. 2. Soins et moyens prophylactiques mis en place

-Les antiparasitaires (Anthelminthiques) utilisés à titre préventif ou curatif sont le Mebendazol et le Fenbendazol.

- A titre curatif ; durant 3 jours, consécutifs avec un rappel après 15 jours 1fois/jour puis après 1 mois puis après 6mois.

-A titre préventif ; 2 à 4 fois/an, si la coprologie est positive, renforcer l'efficacité du traitement.

-Durant l'été la Doramectine est utilisée, associée un rappel en cas de traitement antiparasitaire.

- Les animaux sont dépistés avant leur introduction dans le zoo par un examen coprologique.

III.2. Méthodes d'analyses des selles

III.2.1. La technique de flottaison (Selon ZDENEK Z., 1989)

La méthode utilisée pour l'analyse des selles est la technique de flottaison ; méthode simple, rapide et peu couteuse ; elle se voit être la technique d'enrichissement la plus utilisée en médecine vétérinaire, permettant l'isolement des parasites (œufs, larves, kystes) en vue de leur observation au microscope photonique aux grossissements x 40, x 100, et x 400 pour leur identification.

Cette technique repose sur le principe d'utilisation d'une solution dont la densité dépasse celle des parasites recherchés pour que ces derniers arrivent à remonter à la surface. La

solution dense utilisée pour nos recherches sera le sulfate de magnésium ($d = 1,28$) qui est préconisé pour la recherche de *Trichuris* sp.

III.2.1.1. Etapes de la flottaison

Les matières fécales sont triturées au moyen d'un mortier et d'un pilon (fig. 17a).

La solution dense (sulfate de magnésium) est ajoutée puis après homogénéisation (Fig. 17b) le produit est filtré à travers une passoire dans un bécher (Fig.17c) et versé dans des tubes à essai jusqu'à hauteur de ménisque (convexe).

Une lamelle est placée sur chaque tube à essai pour permettre aux parasites qui remontent à la surface d'adhérer à la lamelle dans la goutte convexe de la préparation fécale qui s'est formée. (Fig. 17d)

Le temps d'attente de la remontée parasitaire dépendra de la taille des tubes se trouvant au laboratoire. Selon les tubes disponibles les temps sont les suivants :

- 10 minutes pour les tubes de petite taille ;
- 15 minutes pour les tubes de taille moyenne ;
- 20 minutes pour les tubes de grandes tailles.

Les lamelles sont ensuite retirées à la fin du temps imparti pour être ensuite déposées sur des lames (Fig. 17e). L'observation au microscope photonique (Fig. 17f) aux grossissements x40, x100 et/ou x400, débute de même que l'identification.

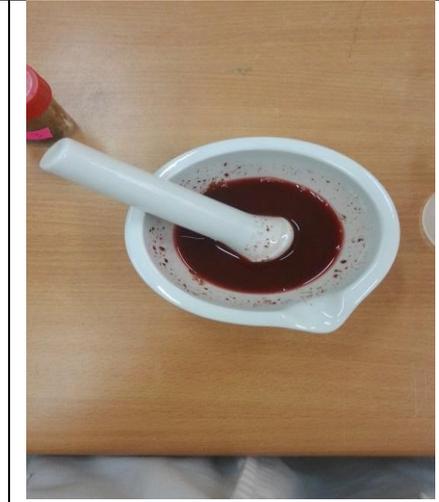
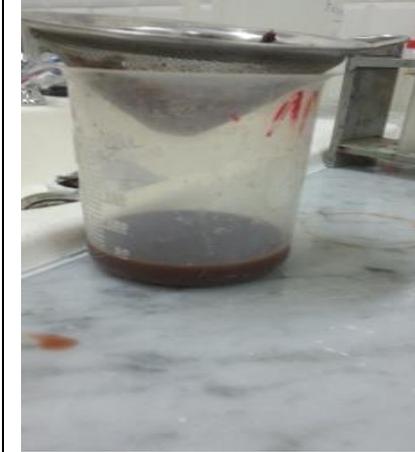
		
<p>A : Echantillons de selles</p>	<p>B : Mortier et pilon</p>	<p>C : Mortier, pilon et selles diluées dans solution dense</p>
		
<p>D : Tamis et bécher</p>	<p>E : Tamis, bécher, selles diluées dans solution dense filtrées</p>	<p>F : Portoir, tubes à essai et lamelles</p>
		
<p>G : Tubes, lamelles, les selles dans solution dense</p>	<p>H : Lame, lamelle et goutte de flottaison</p>	<p>I : Lecture de la lame au microscope optique</p>

Figure 18 : Les étapes de la technique de flottaison (Photos ALLEM I., 2019).

III.2.2. Inactivation des œufs de *Trichuris* sp.

L'usage de 3 molécules différentes a été requis pour réaliser cette opération qui a pour principal but l'étude de l'efficacité de 03 désinfectants sur la paroi des œufs de *Trichuris* sp. L'efficacité de ces molécules sera révélée par le bleu de méthylène qui colore les œufs en bleu. Cette coloration attestera ainsi de la mort des œufs de parasites et donc du pouvoir létal des molécules utilisées. Cette technique est une variante de celle réalisée par **Methanitikorn R. et al.**, 2003.

Les trois molécules à propriétés désinfectantes qui ont été utilisées lors de cette étude étaient :

- L'hypochlorite de sodium (eau de javel à 12°) NaClO, et 02 dilutions (10^{-1} et 10^{-2})
- De l'alcool méthylique (Méthanol) CH₃OH ;
- Le formaldéhyde (Formol) CH₂O.

Le choix des molécules s'est fait aux vues de la disponibilité de ces dernières au laboratoire mais surtout, de leur facilité d'acquisition pour le zoo et du caractère non agressif ni toxique des désinfectants après leur utilisation au niveau des cages des primates.

Principe :

- Une goutte de désinfectant est prélevée à l'aide d'une pipette pasteur et déposée entre lame et lamelle de la solution fécale.
- L'observation de la pénétration des molécules dans les œufs se fait en microscopie photonique.
- Une goutte de bleu de méthylène est ensuite rajoutée entre lame et lamelle, la paroi du parasite qui était imperméable laisse pénétrer le bleu de méthylène.
- Le caractère pénétrant du produit attestant de son efficacité, se traduira par la coloration de l'œuf en bleu prouvant l'altération de sa paroi.



Figure19: Dépôt d'eau de javel pure sur lame contenant la goutte de solution fécale



Figure20: Bleu de méthylène



Figure21: Prélèvement du bleu de méthylène à l'aide d'une pipette pasteur



Figure 22:. Dépôt de bleu de méthylène sur lame

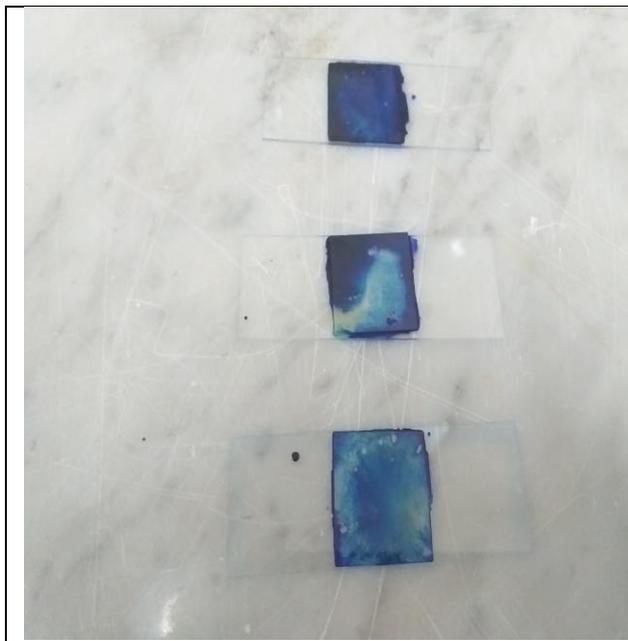


Figure 23: Lames après coloration au bleu de méthylène (ALLEM I., 2020)



Figure 24: Observation au microscope photonique (ALLEM I., 2020)

III.2.2.1. Etapes de réalisation des dilutions

En vue de réaliser des dilutions d'eau de javel à 10^{-1} et 10^{-2} nous prenons :

Un volume d'eau de javel pure dans une éprouvette (A) est mélangé à neuf volumes d'eau distillée stérile (B).

Après passage au vortex pour homogénéisation de notre solution (C) nous obtenons ainsi une dilution à 10^{-1} .

Pour la préparation de la solution d'eau de javel à 10^{-2} , nous prenons un volume de la 10^{-1} que nous complétons avec neuf volumes d'eau distillée stérile (B), puis passage au vortex pour homogénéisation de notre solution (C) nous obtenons ainsi une dilution à 10^{-2} .

	
<p>A : 5 ml eau de javel pure</p>	<p>B : Ajout de 9 volumes d'eau distillée stérile.</p>
	
<p>C : Vortex</p>	<p>D : Homogénéisation au vortex</p>
	
<p>E : Dilution eau de javel 10^{-1}</p>	<p>F : Dilutions 10^{-1} et 10^{-2}</p>
<p>Figure 25 : Etapes de la réalisation des dilutions. (ALLEM I., 2020)</p>	

III.3. Exploration des résultats par des indices écologiques et statistiques

Les résultats obtenus sont exploités par l'emploi de certains paramètres statistique et écologique. Ces derniers sont appliqués aux parasites après leur traitement et coloration. Toutes les données ont été saisies dans une base informatique classique (Excel 2007).

III. 3.1. Test statistique

Le test utilisé a été le test de khi-deux d'homogénéité, permettant d'étudier l'homogénéité de prévalence parasitaire et les représentations graphiques ont pour but d'apprécier l'évolution des paramètres étudiés.

III.3.2.Fréquence centésimale

La connaissance de la fréquence centésimale revêt un certain intérêt dans l'étude des peuplements (Ramade, 1984). La fréquence F est le pourcentage des individus d'une espèce traduit l'importance numérique d'une espèce au sein d'un peuplement. Plusieurs auteurs parlent de dominance plus ou moins grande pour exprimer l'influence qu'une espèce est supposée exercer au sein de la biocénose (Dajoz, 1971).

$$\mathbf{F (\%)} = \frac{\mathbf{ni \times 100}}{\mathbf{Ni}}$$

Ni : nombre total des œufs ; ni : Nombre de positifs.

Chapitre 4 : Résultats et discussion

IV.1. Résultats

IV.1. 1. Inventaire des parasites retrouvés

Il a été isolé durant cette étude les parasites suivants :

- Des œufs de *Trichuris* sp.
- Des œufs de nématode à différents stades évolutifs
- Larves de *Trichostrongylus* sp.
- Larves de *Strongyloides stercoralis*.



Figure 26: Œuf de *Trichuris* sp (Gr. x40 zoom 2,7) (ALLEM I.2020)



Figure 27: Œuf de nématode (Gr. x40 Zoom 2,6) (ALLEM I.2020)



Figure 28: Larve *Trichostrongylus* sp (Gr.x40 Zoom X 3)(ALLEM I.2020)

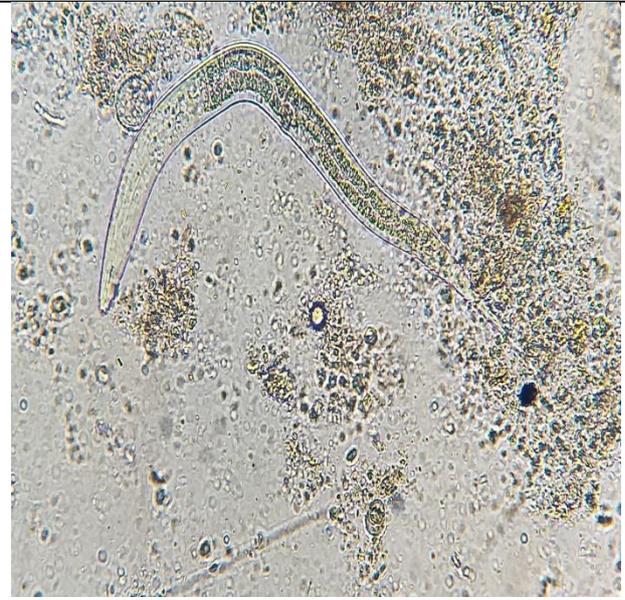


Figure 29: Larve de *Trichostrongylus* sp (Gr.x40 Zoom X 3)(ALLEM I.2020)



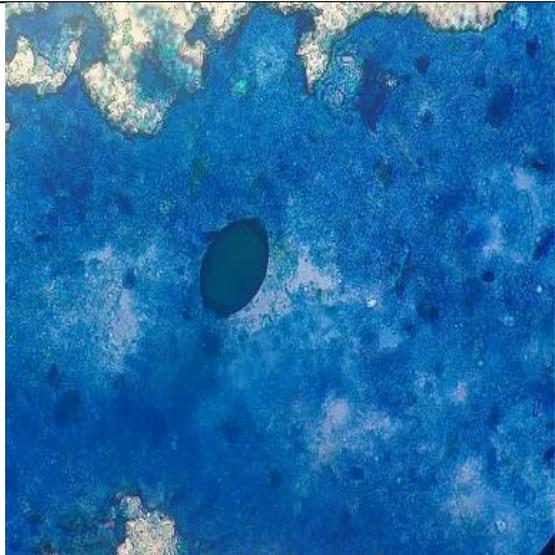
Figure 30 : Femelle de *Strongyloides stercoralis* (Grx 60) (ALLEM I.2019)



Figure 31: Femelle gravide de *Strongyloides stercoralis* (Grx 60) (ALLEM I ; 2019)

IV.1.2. Action des désinfectants sur les parasites isolés

<i>Trichuris sp</i>	
	
Figure 32 : œuf de <i>Trichuris sp</i> avant recoloration (Gr. x40 Zoom x3.7) (ALLEM I .2020)	Figure 33: œuf de <i>Trichuris sp</i> après décoloration à l'eau de javel pure (Gr. x40 Zoom x4) (ALLEM I .2020)

	
Figure 34: Œuf de <i>Trichuris sp</i> 10min après utilisation de l'eau de javel pure puis coloration au bleu de méthylène à (Gr x40 Zoom x3) (ALLEM I .2020)	Figure 35: Œuf de <i>Trichuris sp</i> 20min après suite à utilisation de l'eau de javel diluée à 10^{-1} puis coloration au bleu de méthylène (Gr x40 Zoom x2.2) (ALLEM I .2020)

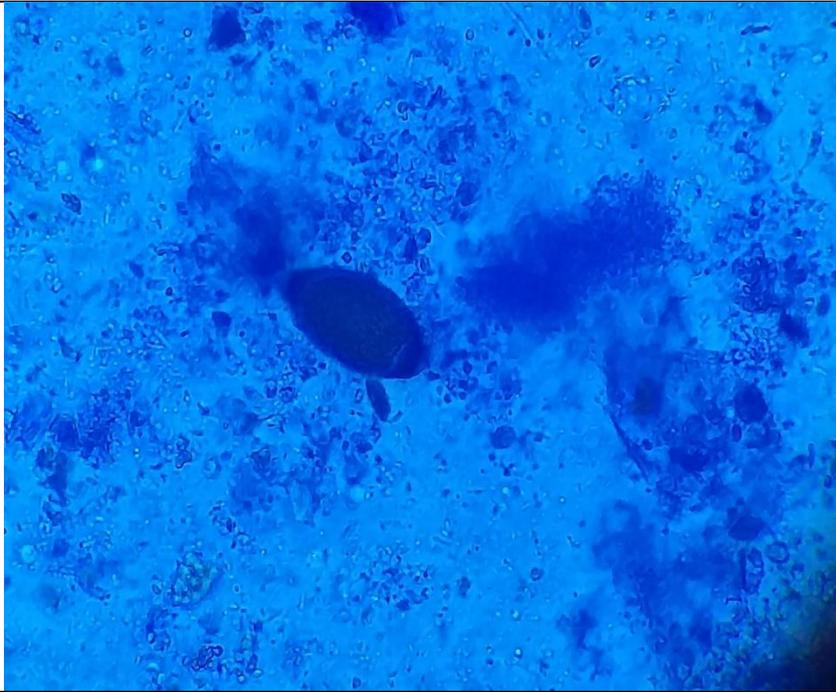


Figure 36 : Œuf de *Trichuris* sp 40 min après coloration au bleu de méthylène suite à l'utilisation d'eau de javel diluée à 10^{-2} (Grx40 zoom 2,7) (ALLEM I., 2020).

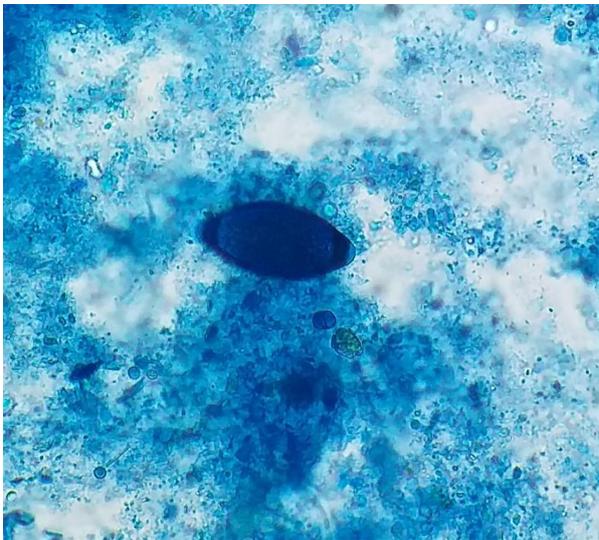


Figure 37 : Œuf de *Trichuris* sp, 60min après utilisation du formol puis coloration au bleu de méthylène (Grx40, zoom x 2,7) (ALLEM I.2020).



Figure 38 : Œuf de *Trichuris* sp. 30min après coloration au bleu de méthylène après utilisation de formol (Gr x 40 zoom x 2,5) (ALLEM I., 2020).

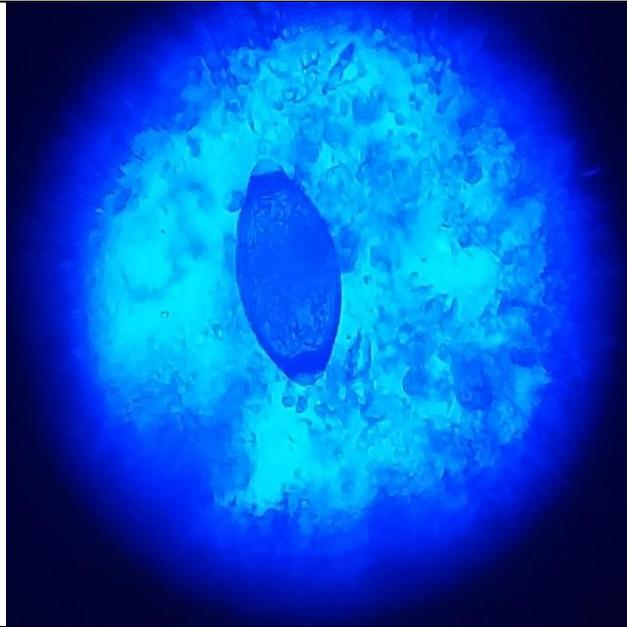


Figure 39: Œuf de Trichuris sp 20minutes après coloration au bleu de méthylène suite à l'utilisation de méthanol (Grx40 zoom x 3) (ALLEM I., 2020)

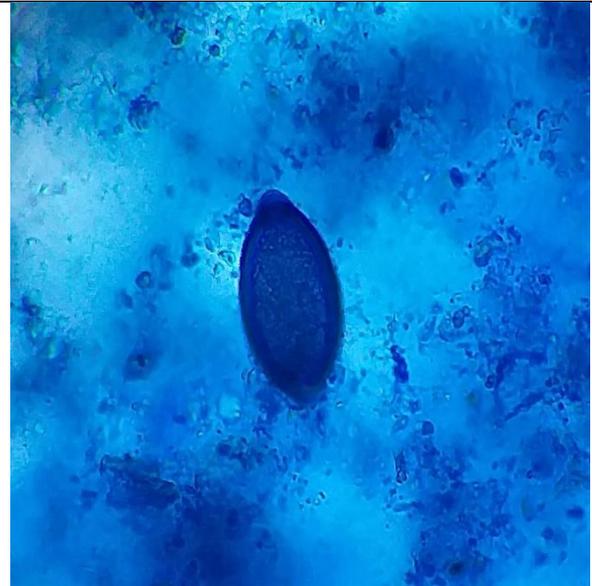


Figure 40 : Œuf de Trichuris sp 40min après coloration au bleu de méthylène suite à l'utilisation de méthanol (Grx40 zoom x 3) (ALLEM I., 2020)

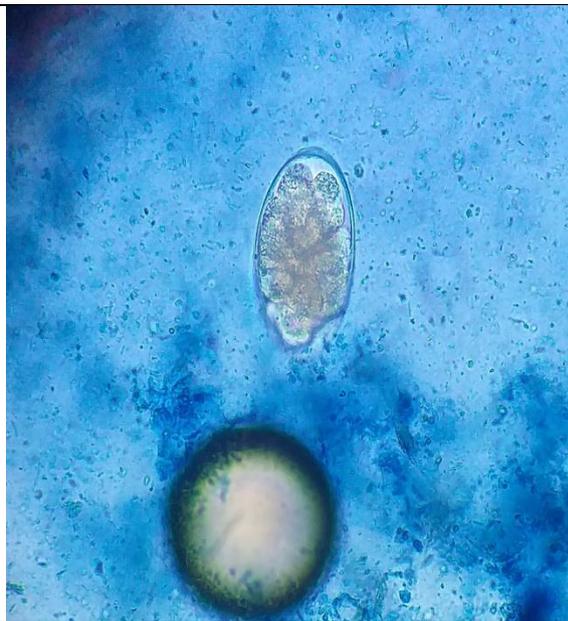


Figure 41 : Oeuf de nématode 20min après utilisation du formol puis coloration au bleu de méthylène (Gr x60 zoom 1,8)



Figure 42: Oeuf de nématode 3h après l'utilisation de formol puis coloration au bleu de méthylène (Zoom 3,1 Grx 40) (ALLEM I.2020)

Strongyloides stercoralis

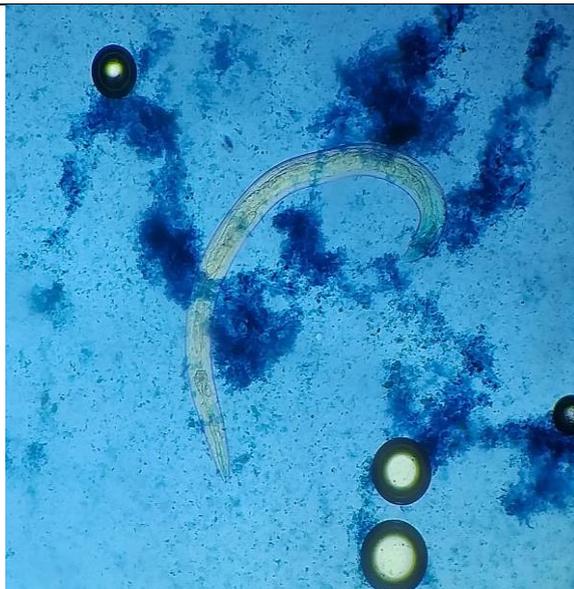


Figure 43: Adulte de *Strongyloides stercoralis* 15 min après l'utilisation de l'eau de javel diluée de 10^{-1} puis coloration de bleu de méthylène (Gr x40 zoom 1,2) (ALLEM I., 2020)

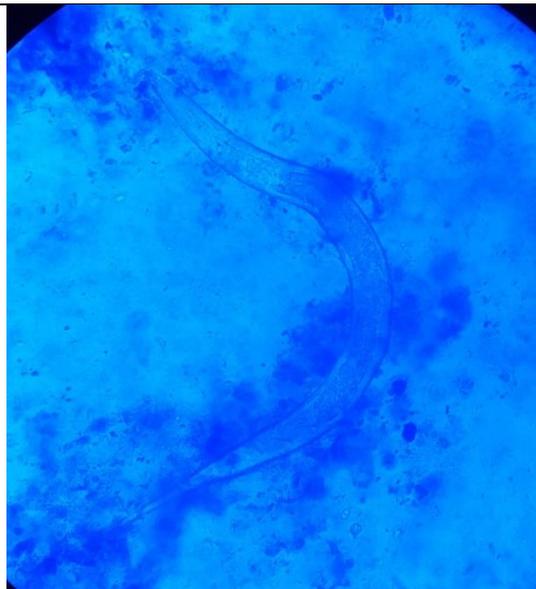


Figure 44 : Adulte *Strongyloides stercoralis* 40min après utilisation d'eau de javel diluée a 10^{-1} puis coloration au bleu de méthylène. (grx40 zoom 1,8)



Figure 45: Larve de *Trichostrongylus* sp 40min après coloration au bleu de méthylène suite à l'utilisation du méthanol. (Grx40) (ALLEM I., 2020)

Au cours de la semaine, de prélèvements effectués sur les grivets au sein du parc animalier de BEN AKNOUN et compte tenu de la petite quantité de selles émises par les primates, nous avons essayé de maintenir une moyenne de prélèvements de 10 pots par sortie pour un total d'environ 70 échantillons réalisés.

IV.1.3. Résultats globaux des essais de coloration sur les œufs de *Trichuris* sp

Pour chaque molécule utilisée, 50 œufs de *Trichuris* sp. ont fait l'objet d'incubation avec une molécule puis coloration au bleu de méthylène. En finalité, c'est l'eau de javel pure ainsi que ses deux dilutions à 10^{-1} et 10^{-2} , qui ont montré le plus haut nombre d'œufs positifs à la coloration, soit la totalité de ces derniers ; suivi du formol avec 40 œufs positifs sur les 50 au départ.

Enfin, la coloration à la suite de l'utilisation du méthanol n'a donné que 3 œufs positifs aux tentatives. La totalité des résultats est mentionnée dans le **tableau 1** ci-dessous.

Tableau 1 : Nombre d'œufs positifs suite aux essais d'inactivation parasitaire

	Méthanol pur	Eau de javel pure	Eau de javel Diluée 10^{-1}	Eau de javel Diluée 10^{-2}	Formol pur
Positif	3	50	50	50	40
Négatif	47	0	0	0	10
Total	50	50	50	50	50

IV.1.4. Taux de coloration des œufs de *Trichuris* sp. après utilisation des désinfectants

A l'issue des essais sur les œufs de *Trichuris* sp., il a été démontré comme le montre la **figure 45**, que 100% des œufs ont répondu positivement à la coloration par le bleu de méthylène suite à l'utilisation d'eau de javel pure et de ses dilutions à 10^{-1} et 10^{-2} . C'est-à-dire que l'eau de javel quel que soit sa dilution détruit les œufs et permet donc la pénétration du colorant.

Concernant le formol, 80% du nombre total des œufs traités par cette molécule étaient positifs lors de la coloration par le bleu de méthylène.

Et enfin suite à l'utilisation du méthanol, 6% seulement du nombre total des œufs étaient positifs lors de la coloration.

Avec $p < 0,00001$, le test de khi-deux d'homogénéité était hautement significatif et confirme le taux important de positivité des essais à l'eau de javel pure et ses dilutions.

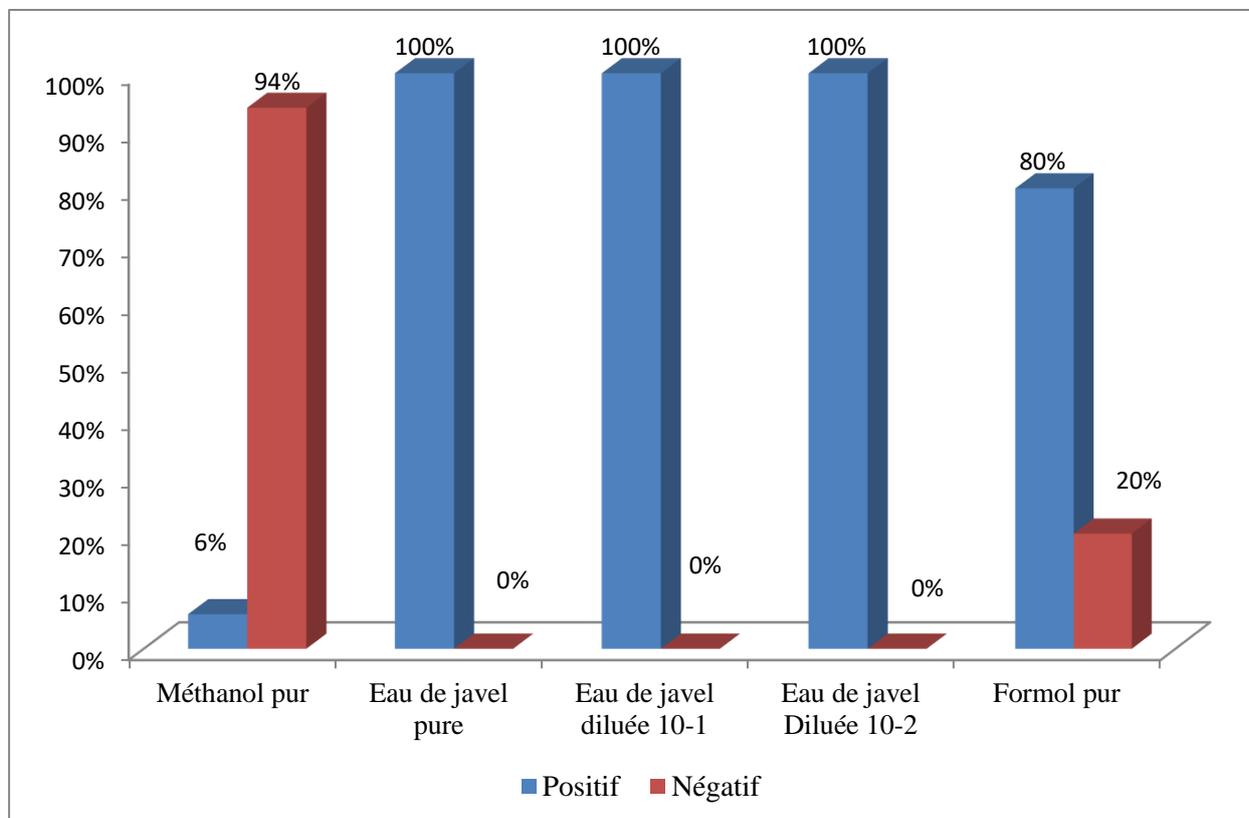


Figure 46 : Prévalence des œufs de *Trichuris sp.* positifs à la coloration au bleu de méthylène estimée par des fréquences centésimales.

IV.1.5. Coloration des œufs de *Trichuris sp.* par mesure du temps

Le **tableau 2** ci-dessous démontre très clairement que l'eau de javel pure connaît le temps d'action le plus court à partir de 10 minutes seulement d'incubation, suivi du méthanol après 20 minutes d'attente et de la dilution d'eau de javel à 10^{-1} mais avec un nombre de positifs beaucoup plus important que le méthanol. Vient ensuite l'eau de javel diluée à 10^{-2} à partir de 35 minutes d'attente. Enfin, le formol connaît un début d'efficacité après 35 minutes d'incubation.

Tableau 2: Résultats de l'incubation des œufs de *Trichuris* sp. avec les 03 molécules

	Formol pur	Méthanol pur	Eau javel pure	Eau javel diluée 10⁻¹	Eau javel diluée 10⁻²
10 min	0	0	50	0	0
20 min	0	1	50	30	0
35 min	0	1	50	45	35
60 min	20	1	50	50	47
3h	40	3	50	50	50
6h	40	3	50	50	50

IV.1.6. Vitesse de coloration des œufs de *Trichuris* sp. Par mesure du temps

Pour une meilleure appréciation des résultats obtenus dans le **tableau 2**, une cinétique de la coloration des œufs de *Trichuris* sp. a été illustrée dans la **figure 46** ci-après.

Par rapport à la progression de la pénétration des désinfectants utilisés, il a été observé que l'eau de javel pure à la suite de seulement 10 minutes d'incubation permettait à tous les œufs d'être colorés au bleu de méthylène et donc les 50 du départ. Viennent ensuite les dilutions d'eau de javel à 10⁻¹ et 10⁻² avec des résultats certes non immédiats mais en constante progression et plus rapide pour la dilution à 10⁻¹, atteignant les 50 œufs colorés au bleu de méthylène après respectivement 1h pour la dilution à 10⁻¹ et 3h d'attente pour la dilution à 10⁻². Enfin, le méthanol avec très peu de résultats positifs obtenus, cumule 3h d'attente pour la coloration totale des œufs de *Trichuris* sp les œufs traités par ce dernier se caractérisent par une vitesse de coloration très lente. Il en va de même pour le formol mais avec un nombre bien plus important de positifs en fin d'étude comparé au méthanol. L'augmentation du nombre d'œufs colorés au bleu de méthylène suite à l'utilisation du formol, en constante progression est également un critère de différenciation avec celle du méthanol.

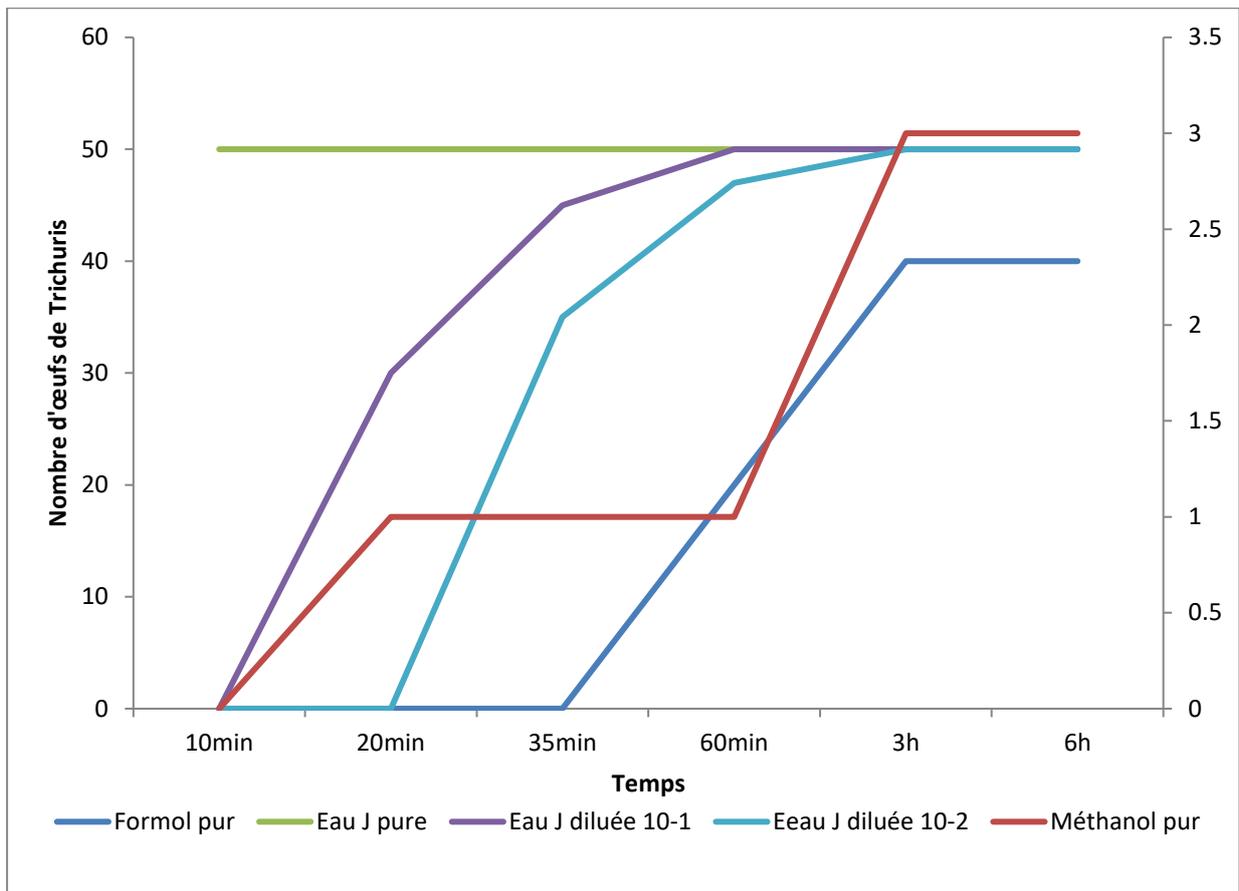


Figure 47: Cinétique de la coloration des œufs de *Trichuris* sp.

IV.2. Discussion

L'objectif de notre étude était de déterminer l'efficacité de trois molécules différentes (Eau de javel, méthanol et formol) sur la destruction des œufs de *Trichuris* sp. Par la fragilisation de leur paroi. Pour cela, une étude *in vitro* a été initiée et a consisté en l'incubation des œufs durant des temps variés avec ces trois molécules. L'efficacité d'une molécule est révélée par la coloration bleue des œufs, signe de pénétration au travers de la paroi devenue ainsi perméable.

L'hypochlorite de sodium ou eau de Javel a été durant cette étude, la molécule ayant donné le plus de résultats positifs en un minimum de temps. Il fait partie au même titre que les sels d'argent et l'iode, des désinfectants chimiques les plus recommandés (**Rey 2005**). De surcroit, son utilisation en tant que moyen prophylactique à l'encontre des œufs de *Trichuris* sp. s'est vue être longtemps la base de nombreux protocoles de désinfection.

Citons la trichocéphalose due à *Trichuris trichiura* (agent zoonotique), dont la prophylaxie repose sur la neutralisation des excréments par l'eau de Javel ou la chaux (**Nanfah woda 2008**).

Il a également été cité par **Miller et al en 2009**, que les bouchons polaires de *Trichuris vulpis* montreraient une sensibilité plus marquée à l'eau de javel que d'autres œufs de nématodes comme *ascaris* sp.

Birchard et al en 2006, affirmant qu'il est quasi impossible en pratique d'éliminer des parasites d'un sol infesté posant ainsi un réel souci de ré infestation, ils recommandent comme moyen préventif aux infestations issues des sols déjà contaminés par les parasites du genre *Trichuris* sp., l'utilisation d'hypochlorite de sodium.

Quant à l'espèce *Trichuris muris* (Trichocéphale du rat), l'utilisation d'une eau de javel à 6,25% dans le cadre d'une stérilisation des œufs en vue d'effectuer une PCR a montré une réduction du nombre d'œufs non viables mais la molécule n'était aucunement nocive pour les œufs viables. (**Ashton acton., 2011**).

Dans une autre étude de **White en 2016**, l'utilisation d'eau de javel à 3% sur des adultes *Trichuris muris* pendant 10 minutes était suffisante pour stériliser les parasites sans les

détruire. Concernant notre étude, l'eau de javel à 12% étant à usage industriel a été efficace contre l'ensemble des œufs parasites. Ceci montre que le degré de concentration de cette molécule conditionne son action sur les parasites et influence directement sur son efficacité à dénaturer les œufs de *Trichuris* sp.

Cependant, il est également cité que l'exposition concomitante des œufs de *T. muris* à de l'ammoniac 30 % et à des températures supérieures à 30°C inactiverait les œufs parasites. (**Ghiglietti et al., 1995**).

Par ailleurs, une inactivation physique des œufs de *T. trichiura* est possible selon **Stephenson et al., (2000) et Wolfe (1978)**, car étant sensibles à la lumière naturelle, ils ne peuvent survivre à des températures inférieures à -9 °C ou supérieures à 52 °C.

Par rapport à l'efficacité du formol sur la dénaturation des œufs parasites, **Metanitkorn et al., (2003)** dans le cadre d'une étude sur la détection parasitaire, ont mis 297 échantillons de selles en contact avec du formol pendant 10 mn, puis ont ajouté à une moitié de l'éther et à l'autre moitié du tween 20. Les résultats de la coloration à l'iode sur ces échantillons ont montré que sur 73 spécimens de *Trichuris* sp. qui ont été trouvés, 72.6% étaient positifs à l'association formol/éther et 83.6% au formol/tween. Dans un premier temps, nous pouvons en conclure qu'au regard de nos propres expériences que le formol possède donc de réelles propriétés détergentes à l'encontre des œufs de *Trichuris* sp. et que les solutions ajoutées au formol n'ont fait que potentialiser les effets de ce dernier sur la porosité de la paroi des œufs de *Trichuris* sp. Seulement, l'utilisation du formaldéhyde est limitée par son statut de produit cancérigène, mutagène et reprotoxique suivant le règlement UE n°552-2009. Les vapeurs de ce produit toxique, pourraient au long terme de son utilisation par le personnel du zoo (Si des mesures de sécurité strictes ne sont pas suivies), engendrer des dégâts irréversibles sur la santé des animaliers d'une part mais aussi sur celle des primates retenus dans des cages moyennement spacieuses. La désinfection nécessitant aussi quelques règles indispensables. En effet, elle est toujours plus rapide lorsque la température est plus élevée. Dans le cas du formol (Exemple parfait de la loi de la température), on dilue le produit dans l'eau chaude. Il est presque impossible d'obtenir un résultat si la température n'atteint pas 24°C et les vapeurs de formol deviennent bien actives à 30°C. (**Haxhe et al.,**

2004). Ce qui démontre que la désinfection au formol au zoo si cette méthode est utilisée ne donnera d'effet optimal que lors des saisons chaudes excluant ainsi l'hiver.

De plus la désinfection par vapeurs de formol est surtout préconisée pour la désinfection de l'air de locaux qui doivent être hermétiquement fermés (**Haxhe et al., 2004**), ce qui n'est pas le cas des cages du zoo.

Concernant le Méthanol qui n'a donnée qu'un très faible taux de positivité à la coloration, cet alcool confirme ainsi son rôle premier qui est celui de fixateur lors de préparation de frottis à colorer durant certaines procédures de routine au laboratoire (Giemsa, Ziehl-Neelsen, Weber)(**Hadj mohammed 2017 et Ouraiba 2014**).

Mais de plus, l'absence de dilution du méthanol et le faible taux d'œufs parasites isolés ne nous ont pas permis de mettre en évidence la réelle étendue de l'efficacité du méthanol nécessitant une comparaison avec d'autres temps d'incubation à 100% .

De manière générale par rapport à l'ensemble des molécules utilisées, les résultats de notre étude pourraient être plus concluants et plus significatifs avec un nombre d'œufs isolés plus important. Concernant le faible taux de ce dernier, il pourrait s'expliquer par le fait que la période à laquelle les prélèvements ont été effectués correspondait au moment où l'excrétion parasite des œufs de *Trichuris* sp. était la plus faible durant l'année et c'est exactement ce qui est démontré lors du suivi précédemment effectué sur les mêmes singes grivets du zoo de Ben aknoun dans le cadre d'une cinétique du développement des œufs parasites (**Allem, 2019**).

Conclusion

A l'issue de cette courte expérience, il s'est avéré que l'eau de javel pure et ses dilutions aux 10^{-1} et 10^{-2} ainsi que le formol pur, utilisés soient efficaces pour l'inactivation des œufs de *Trichuris* sp. mais à des degrés différents.

Concernant le méthanol pur, le faible taux de positivité n'était pas suffisant pour attester de la réelle efficacité de ce dernier. Il faudrait effectuer des essais sur la durée d'incubation afin de déterminer la durée la plus efficace contre la paroi des œufs.

Le test statistique khi-deux à montré un fort taux d'homogénéité quant aux résultats de positivité à la suite de l'utilisation de l'eau de javel, ses dilutions à 10^{-1} et 10^{-2} ainsi qu'au formol. Pour le méthanol nous n'avons pas pu démontrer de véritable rôle détergent.

La cinétique de coloration des œufs de *Trichuris* sp., montre des résultats assez concluants : l'eau de javel à 12° utilisée lors de l'étude, est la molécule donnant les résultats de désinfection les plus rapides suivie de ses dilutions à 10^{-1} et 10^{-2} puis le formol.

Recommandations

Compte tenu de l'efficacité avérée de l'eau de javel à 12° en un temps très limité, nous préconisons au parc zoologique de BEN AKNOUN les mesures hygiéniques suivantes :

- Une désinfection des murs et sols des cages des grivets grâce à une application d'eau de javel à 12° nécessitant un temps de pose obligatoire de 5 minutes avant rinçage. Appliquer ce protocole avec les deux dilutions en tenant compte de la durée de contact avec l'eau de javel.
 - Les singes devront être isolés un moment afin que puisse agir l'eau de javel pour éviter toute ingestion accidentelle du produit.
 - Cette opération de désinfection devra impérativement être effectuée 1 fois par mois car compte tenu de notre climat chaud, les œufs de *Trichuris* sp. deviennent infestants après 1 mois d'émission dans le milieu extérieur.
 - Il est recommandé de procéder à une rotation des animaux dans des cages différentes, une fois par mois ou tous les six mois.
 - Effectuer un contrôle coprologique après toute désinfection des cages (1 semaine après) pour le suivi de l'excrétion des œufs et réaliser une destruction des œufs par un traitement thermique (chalumeau).
- ❖ **Il est important de préciser qu'une désinfection ne signifie en aucun cas une disparition définitive du parasite chez des animaux déjà infestés. Il est de ce fait nécessaire d'allier une désinfection régulière à un traitement anti parasitaire adapté (Molécule et dose).**

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **ACHA, P. N., & SZYFRES, B., 2003.** Trichuriasis of Animal Origin. *Zoonoses and Communicable Diseases Common to Man and Animals* (3rd ed., pp. 302-304). Washington D.C.: Pan American Health Organization
2. Algérie focus.com. Consulté en 2018
3. **ALLEMI I., 2019.** Cinétique de développement des endoparasites chez les primates du zoo de Ben Aknoun. Mémoire de fin d'études. Ecole nationale supérieure vétérinaire d'Alger.
4. **ALMONSI-LE SUEUR F., 2015.** Parasites et traitements anti parasitaires des animaux de compagnie. Editions MED'COM. 343 Pages.
5. **ASSOCIATION FRANCAISE DES ENSEIGNANTS DE PARASITOLOGIE ET MYCOLOGIE (ANOFEL),, 2014.** Trichocéphalose. 6 pages. <http://campus.cerimes.fr/parasitologie/enseignement/trichocephalose/site/html/cours.pdf>
6. **ASTHON ACTON Q., 2011.** Issues in life sciences: bacteriology parasitology and virology. ScholarlyEditions.1730 pages.
7. **BETHONY, J., BROOKER, S., ALBONICO, M., GEIGER, S. M., LOUKAS, A., DIEMERT, D., & HOTEZ, P. J. (2006).** Soil-transmitted helminth infections: ascariasis, trichuriasis, and hookworm. *Lancet*, 367 (9521), 1521-1532.
8. **BIRCHARD S.J., SHERDING R.G., 2006.** Saunders Manual of Small Animal Practice -. Elsevier Health Sciences, Dec 20, 2005 - Medical - 2032 pages.
9. **BOEK A., 2005.** Le Yorkshire terrier. Editions Artemis. 143 pages.
10. **BRAUBURGER K., HUME A.J., MÜHLBERGER E., OLEJNIK J., 2012.** Forty-Five Years of Marburg Virus Research. *Viruses* 2012, 4, 1878-1927; doi:10.3390/v4101878. 50 pages.
11. **BROUADEL P, GILBERT A, GIRODE J., 1897.** Traité de médecine et de thérapeutique. Baillière et fils. Volume 4. 882 pages.
12. **BUNDY, D. A., & COOPER, E. S., 1989.** Trichuris and trichuriasis in humans. *Advances in Parasitology*, 28, 107-173
13. **DALIMI A., MOTAMEDI G., HABLLOVARID M.H et ABDOLI A., 2016.** Alimentary tract parasites of vervet monkeys (*Cercopithecus aethiops*): A potential reservoir for human transmission. *Archives of Razi Institute*, Vol. 71 , No. 4 (2016) 277-281.
14. **EUZEBY J., 2008.** Dictionnaire illustré de parasitologie médicale et vétérinaire. Edition Lavoisier, 818 pages.

15. **EUZEBY J., 1997.** Les parasites des viandes, épidémiologie physiopathologie incidences zoonosiques, Tec & Doc Lavoisier, 402 pages.
16. **EUZEBY J., 1981.** Diagnostic expérimental des helminthoses animales, Vigot Frères Editeurs, 339 pages.
17. **EUZEBY J., 1964.** Les zoonoses helminthiques, Vigot frères éditeurs, 389 pages.
18. **FISCHER K, GANKPALA A, GANKPALA L, BOLAY F.K, CURTIS K.C, WEIL G.J ET FISCHER P.U., 2018.** *Capillaria* ova and diagnosis of *Trichuris trichuria* in humans by Kato-Katz smear, Liberia. Emerg Infect Dis. 2018;24(8):1551-1554. <https://dx.doi.org/10.3201/eid2408.180184>
19. **GAISLER J et ZEJDA J., 1995.** La grande encyclopédie des mammifères. Edition Aventinum, 496 Pages
20. **GALAT G et GALAT-LUONG Anh., 1976.** La colonisation de la Mangrove par *Cercopithecus aethiops sabaeus* au SENEGAL Extrait de la Terre et la Vie, Revue d'Ecologie Appliquée Volume 30,: p. 3-30
21. **GHIglietti, R., ROSSI, P., RAMSAN, M., & COLOMBI, A. (1995).** Viability of *Ascaris suum*, *Ascaris lumbricoides* and *Trichuris muris* eggs to alkaline pH and different temperatures. *Parassitologia*, 37 (2-3), 229-232.
22. **GIPPOLITI S., DELL'OMO G., 2003.** Primates of Guinea-Bissau : West Africa : Distribution and conservation status. *Primate Conservation* 2003 (19): 73-77.
23. **Google Maps,** données géographiques, 2018, <https://www.google.com/maps/@36.7321088,3.047424,13z>
24. **HADJ MOHAMMED F. Z. MOHAMMEDI A., 2017.** Etude de la prévalence des parasitoses intestinales chez l'enfant diagnostic au sein du laboratoire de parasitologie-mycologie médicales du CHU DE TLEMCEN. UNIVERSITE ABOU B EKR BELKAÏD FACULTE DE MEDECINE. Mémoire de fin d'études.154 p.
25. **HAXHE J.J., ZUMOFEN M., 2004.** Notions d'hygiène hospitalière. Faculté de médecine université catholique de louvain U.C.L Bruxelles. <http://www.md.ucl.ac.be/didac/hosp/cours/HH0.htm#top>
26. **HEYMANN, D. L. 2008.** *Control of Communicable Diseases Manual* (19th Edition ed.). Washington, D.C.: American Public Health Association
27. **LEGESSE M et ERKO B., 2004.** Zoonotic intestinal parasites in *Papio anubis* (baboon) and *Cercopithecus aethiops* (vervet) from four localities in Ethiopia. Institute of Pathobiology, Addis Ababa University
28. **LEROY E., BAIZE S., GONZALES JP., 2011.** Les fièvres hémorragiques à virus Ebola et Marburg : l'actualité des filovirus. *Médecine Tropicale* 2011 ; 71 : 111-121

29. **METHANITIKORN R., SUKONTASON K., SUKONTASON K.L & PIANGJAI S., 2003.** Technical report evaluation of the formalin-tween cocentration technic for parasitic detection. Rev. Inst. Med. trop. S. Paulo 45(5):289-291, September-October.
30. **MILLER L, HURLEY K., 2009.** Infectious disease management in animal shelters. John Wiley & Sons. 400 pages
31. **MUSUBAO E., 2007.** Prévalence des helminthes de primates détenus en ville de Butembo. Université de la conservation de la nature et développement de Kasugho – Licence.
32. **NANFAH WODA M.P., 2008.** Etude du poly parasitisme intestinal à L`INRSP dans le district de Bamako – MALI Thèse de Pharmacie. Université de BAMAKO. 137p
33. **OURAIBA I. SEGHIR Nadjet., 2014.** Evaluation de la fréquence des parasitoses intestinales chez les enfants scolarisés. UNIVERSITE ABOU BEKR BELKAÏD FACULTE DE MEDECINE DR. B. BENZERDJEB - TLEMEN.135 p
34. **REY J.L., 2005.** Développement et Santé, n°177, juin 2005
<https://devsante.org/articles/comment-rendre-une-eau-potable>
35. **STEPHENSON, L. S., HOLLAND, C. V., & COOPER, E. S. (2000).** The public health significance of *Trichuris trichiura*. Parasitology, 121 (SUPPL), S73-S95.
36. **TAZEROUT M et GALINIER Y., 2008.** Les clés de l'hématologie. Les groupes sanguins. Coordination régionale de l'hémovigilance.
https://www.academia.edu/9389357/Coordination_R%C3%A9gionale_dH%C3%A9movigilance_Direction_R%C3%A9gionale_des_Affaires_Sanitaires_et_Sociales_Midi-Pyr%C3%A9n%C3%A9es_LES_GROUPES_SANGUINS_-2
37. **THIENPONT. D., ROCHETTE F., VANPARIJS O.F.J., 1979.** Diagnostic de verminose par examen coprologique. Janssen research foundation. 184pages.
38. **UICN Red List of Threatened Species, Consulté en 2019.**
<https://www.iucnredlist.org/species/136265/4267012#geographic-range>
39. **WHITE E.C., 2016.** Infection by the gastrointestinal parasite *Trichuris muris*: Defining the microbiota of the parasite and the host. A thesis submitted to the University of Manchester for the degree of Doctor of Philosophy in Microbiology in the Faculty of Biology, Medicine and Health. 197 pages.
40. **WOLFE, M. S., 1978.** Oxyuris, trichostrongylus and trichuris. Clinics in Gastroenterology, 7(1), 201-217.
41. **ZAJAC A.N., CONBOY G.A., 2012.** Veterinary Clinical Parasitology 8th edition. Wiley-Blackwell 354 pages.
42. **ZDENEK Z., 1989.** Diagnostic expérimental des parasitoses animales. I.N.E.S Agro-Vétérinaire TIARET. 109 pages.

GLOSSAIRE

Abajoues: Poches situées de chaque côté de la cavité buccale chez certains animaux. Exemple : Ornithorynque, rongeurs et la plupart des singes de l'ancien monde.

Catarhiniens : Singes ayant un nez à narines rapprochées du fait d'une mince cloison nasale, orientées vers l'avant et possèdent comme l'homme 32 dents. « Les singes, 1998» (éditions ELSA).

Queue préhensile : Queue d'animal capable de préhension, c'est-à-dire capable de s'enrouler sur un support et de s'y maintenir solidement grâce à des muscles, comme par une sorte de « cinquième main ».

Simiens : Nom scientifique des animaux appartenant au sous-ordre des singes. (Larousse.fr).

UICN : Union internationale pour conservation de la nature. Principale organisation non gouvernementale mondiale consacrée à la conservation de la nature

Virus MARV : Responsable d'une fièvre hémorragique, qui a été décrite pour la première fois en 1967 quand des chercheurs de laboratoire sont tombés malades alors qu'ils produisaient des vaccins à partir des cellules rénales prélevées sur des singes (*Cercopithecus aethiops*) importés d'Ouganda à Marburg (Allemagne).

Annexe 1

Table 1

Quantitative recovery of parasite eggs, cysts and larvae by the formalin-ether (FE) only, formalin-Tween (FT) only and both concentration techniques

Parasites	No. of positive samples by FE or FT	No. of positive FE samples (%)	No. of positive FT samples (%)	No. of both positive FE&FT samples (%)	<i>P</i>
Helminths (eggs)					
Hookworm	137	95 (69.3)	110 (80.3)	68 (49.6)	0.092
<i>Trichuris trichiura</i>	73	53 (72.6)	61 (83.6)	41 (56.2)	0.216
<i>Ascaris lumbricoides</i>	56	39 (69.6)	55 (98.2)	38 (67.9)	0.000*
<i>Taenia</i> sp.	6	5 (83.3)	4 (66.7)	3 (50.0)	1.000
<i>Opisthorchis viverrini</i>	3	3 (100.0)	0 (0.0)	0 (0.0)	0.250
Helminths (larvae)					
<i>Strongyloides stercoralis</i>	1	1 (100.0)	0 (0.0)	0 (0.0)	1.000
Protozoa (cysts)					
<i>Entamoeba coli</i>	63	57 (90.5)	47 (74.6)	41 (65.1)	0.052
<i>Giardia lamblia</i>	24	19 (79.2)	19 (79.2)	14 (58.3)	1.000
<i>Endolimax nana</i>	13	13 (100.0)	7 (53.9)	7 (53.9)	0.031*
<i>Entamoeba histolytica/</i>	11	7 (63.6)	6 (54.5)	2 (18.2)	1.000
<i>Entamoeba dispar</i>					
<i>Blastocystis hominis</i>	7	7 (100.0)	0 (0.0)	0 (0.0)	0.016*
<i>Sarcocystis</i> sp. (sporocyst)	3	3 (100.00)	0 (0.0)	0 (0.0)	0.250

* Significant difference between FE and FT techniques (McNemar test; $P < 0.05$).

Annexe 2: Les différentes solutions denses utilisées pour la flottaison.

Solutions denses	Avantages	Inconvénients	Préparation
Nitrate de sodium d=1.22	Cette solution donne de très bons résultats pour les nématodes.	<ul style="list-style-type: none"> - Tendance à former des cristaux - Déforme les éléments parasitaires en quelques minutes 	<ul style="list-style-type: none"> - d=1.12 - 400g de NANO3 - Eau qsp 1000ml
Sulfate de zinc à 33% d=1.18	Concentre très bien les œufs de Giardia.	<ul style="list-style-type: none"> - Remontée importante de débris - Stimulation importante des larves (perturbe beaucoup la lecture) 	<ul style="list-style-type: none"> - 371 g de ZnSO4 - Eau qsp 1000ml
Chlorure de sodium d=1.18 à 1.2	<ul style="list-style-type: none"> - Très peu couteux - Facile à préparer 	<ul style="list-style-type: none"> - Corrosif - Remonte presque uniquement les kystes de coccidies - Tendance à former des cristaux - Déformation importante des œufs 	<ul style="list-style-type: none"> - 400 g de sel de cuisine - Eau qsp 1000ml
Sulfate de magnésium 35% d=1.28	<ul style="list-style-type: none"> - Peu couteux - Indiqué pour la recherche de <i>Trichuris</i> sp - Remonte peu de débris 	<ul style="list-style-type: none"> - Tendance à former des cristaux 	<ul style="list-style-type: none"> - 350g de MgSO4 - Eau qsp 1000ml
Solution de Seather (sucrée saturée) d=1.22 ou 1.27	<ul style="list-style-type: none"> - Très peu couteux - Facile à préparer - Pas de déformation des œufs de nématodes - Indiquée pour la recherche de <i>Cryptosporidium</i> sp. 	<ul style="list-style-type: none"> - Solution trop visqueuse, collante - Contamination possible par des moisissures 	<ul style="list-style-type: none"> - d=1.22 : - 680gr de sucre en poudre - Eau qsp 1000ml - d=1.27 : - 454g de sucre en poudre - 355 g d'eau

Remarque : d= densité