



HAL
open science

Cycle de vie du parasite gastro-intestinal *H. contortus* au pâturage en milieu tropical

Randy Latchy

► **To cite this version:**

Randy Latchy. Cycle de vie du parasite gastro-intestinal *H. contortus* au pâturage en milieu tropical. *Biologie animale*. 2020. hal-02957975v2

HAL Id: hal-02957975

<https://hal.inrae.fr/hal-02957975v2>

Submitted on 31 Aug 2021

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



Distributed under a Creative Commons Attribution - NonCommercial 4.0 International License

UNIVERSITÉ DES ANTILLES
FACULTÉ DES SCIENCES EXACTES ET NATURELLES

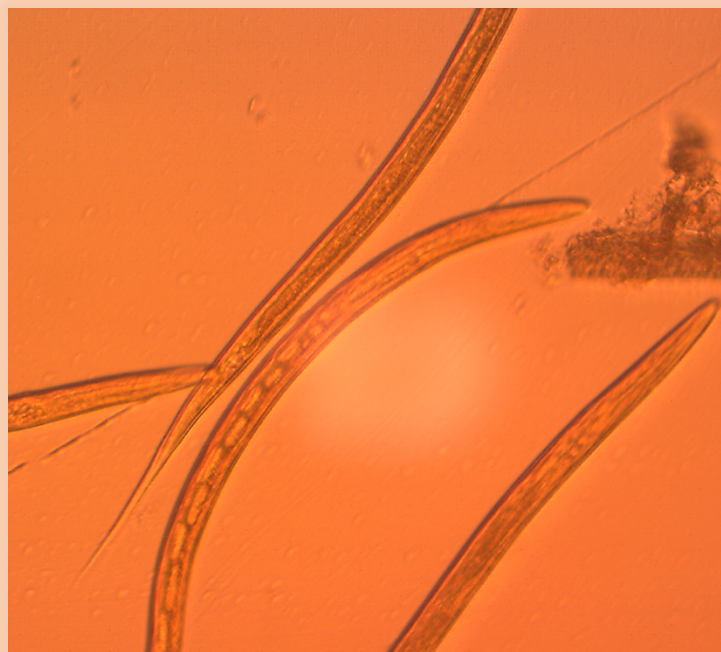


MASTER EN SCIENCES – TECHNOLOGIES – SANTÉ

MENTION BIODIVERSITÉ, ÉCOLOGIE, ÉVOLUTION

**Cycle de vie du parasite gastro-intestinal *H. contortus*
au pâturage en milieu tropical.**

LATCHY Randy



Responsable de stage : **M. Mathieu BONNEAU**
Chargé de Recherche

INRAE Domaine Duclos
Prise d'eau 97170 PETIT-BOURG

Mémoire soutenu le 11 mars 2020.

Remerciements

Je tiens à remercier vivement mon maitre de stage, **M. Mathieu BONNEAU** pour son accueil, son professionnalisme, toute sa bienveillance, ses remarques, l'aide et appui qu'il a pu me fournir pendant toute la durée du stage.

Je remercie également, **M. Maurice MAHIEU**, ingénieur d'étude à l'Unité de recherche Zootechnique (URZ), pour tous ses conseils et ses explications au cours du stage.

Je remercie également toute l'équipe de l'URZ pour leur accueil, leur esprit d'équipe.

Enfin, je remercie également l'ensemble des stagiaires de l'URZ qui ont contribué à la mise en place d'un environnement de travail agréable saupoudré de bonne humeur et d'entraide.

Résumé

Parasite gastro-intestinal mondialement connu et présent, *Haemonchus contortus*, est une véritable menace au sein des productions de ruminants. Son incidence est d'autant plus considérable au pâturage en zone tropicale. Dans un contexte d'usage fréquent de médicaments face à ce nématode, des pertes d'efficacité sont déplorées de plus en plus au cours des années. L'objectif est de construire un modèle de vie des parasites donnant lieu à de meilleures gestions de pâturages. Celui-ci permettrait de mieux prédire la quantité de L3 dans le pâturage, d'amoindrir les rencontres entre les animaux et parasites, et ainsi les infestations.

La présente étude s'est déroulée dans l'enceinte du domaine Duclos en Guadeloupe. Cette dernière a pour objectif de caractériser le cycle de vie du nématode en parcelle sous un climat tropical. Plusieurs modèles simples explicatifs ont été réalisés à partir de données expérimentales acquises au cours du temps. Des relations avec les variables environnementales ont été mis en évidence. Nous avons développé et choisi de meilleurs modèles explicatifs d'une part pour la vitesse de décroissance de la population de L3 au sein de la strate basse contenant les fèces, et d'autre part, pour le temps nécessaire à l'obtention du pic max de L3 en toutes strates confondues. Nous avons montré que la vitesse dépendait principalement du nombre d'événements de précipitations > 10 mm et que le délai dépendait à la fois de la température moyenne et de somme de température entre le jour de dépôt et le premier jour de prélèvement.

Un modèle prédictif du cycle de vie au pâturage en climat tropical a été également aussi présenté.

Mots-clés : nématode ; parasite ; *Haemonchus contortus* ; modélisation ; cycle de vie ; tropiques ; pâturage

Introduction

Les animaux d'élevage sont confrontés à de nombreux parasites, qu'il s'agisse de parasites internes ou externes, ces derniers détournent à leur profit les ressources énergétiques de leur hôte, entraînant dans la plupart des cas des lésions au niveau des organes, des chutes de performances voire même de la mortalité. Parmi ceux-ci, les nématodes gastro-intestinaux représentent un véritable fléau en raison de leurs impacts zootechniques et économiques négatifs. Ces parasites présentent une répartition géographique mondiale : ils sont retrouvés en Afrique, au Sahel, en Malaisie, en Europe, en Inde, en Amérique, aux Antilles... (Gupta et al, 2011; Ramos et al., 2016; Rivera, Parra, García & Aycardi, 1983; Chiejina, Behnke & Fakae, 2015). Ceux-ci parasitent des petits ruminants tels que les caprins et ovins. Ces nématodes ont plus d'incidence sur la production en zones tropicales en raison des conditions de températures et d'humidité propices à leur développement et à l'accomplissement de leur cycle. Mais, ils sont tout aussi présents en nombre non négligeable en métropole hors période hivernale. Toutefois, le contexte économique permet aux éleveurs d'investir dans des bâtiments d'élevage, atténuant ainsi les infestations. À titre d'exemple, dans les pâturages tropicaux, ils sont responsables de 80% de la mortalité juvénile avant le sevrage chez les petits ruminants (Aumont et al., 1997). Un grand nombre de parasites gastro-intestinaux des ruminants sont présents en zones tropicales et subtropicales (Mahieu, 2018; voir Annexe n°1). Aux Antilles, trois espèces de nématodes occasionnent des préjudices importants (Fabiyyi, 1987), à savoir : *Haemonchus contortus* (famille des *Haemonchiidae*), *Trichostrongylus colubriformis* (famille des *Trichostrongylidae*) et *Oesophagostomum columbianum* (famille des *Chabertiidae*). Ceux-ci sont considérés comme étant un « groupe de pathologie majeure » aussi préoccupant, voire pire que les tiques dans cette zone géographique. Ces parasites strongyloïdes ont un cycle de vie divisé en 5 stades de développement dont une partie au sein de l'organisme de leur hôte et une autre dans le milieu extérieur (fèces et pâturages). À l'intérieur de leur hôte, les individus femelles pondent des oeufs qui sont acheminés le long du tractus digestif jusqu'à être excrétés dans le milieu extérieur mélangés aux fèces. Ces œufs éclosent à l'intérieur des fèces et aboutissent à un stade dit « L1 ». Ces larves restent inféodées aux fèces (leur conférant protection et nourriture) jusqu'à avoir subies une première mue pour atteindre le stade « L2 », puis une seconde conduisant au stade infectieux dit « L3 », caractérisé entre autres par la présence d'une gaine. Ces L3 quittent

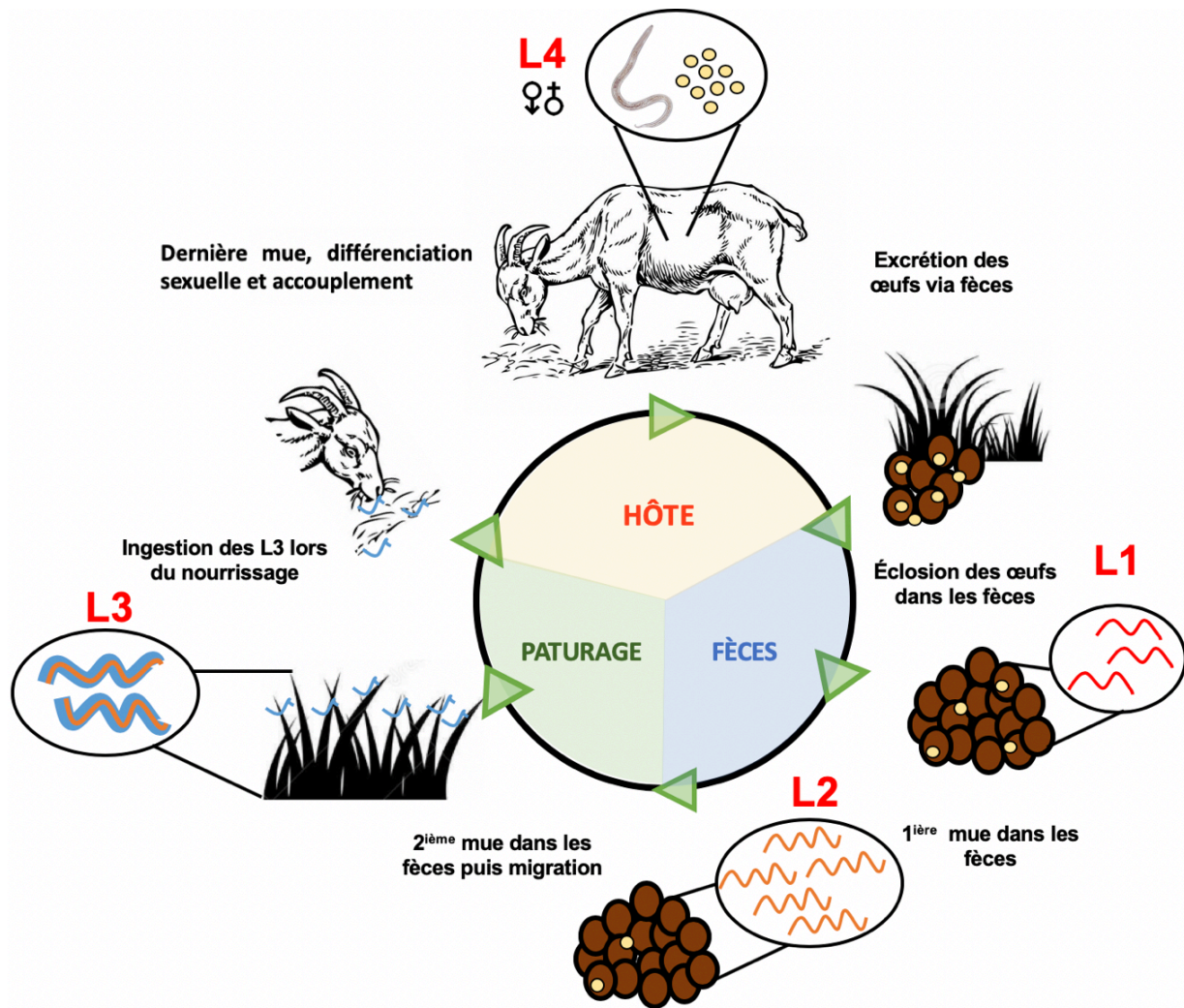


Figure 1. Cycle de vie général des nématodes gastro-intestinaux.

Les parasites gastro-intestinaux femelles produisent des oeufs au sein de leur hôte.

Les oeufs traversent le tractus digestif et sont excrétés dans le milieu extérieur, au pâturage au travers des fèces. Ils éclosent et donnent des larves de stade "L1". Ces larves effectuent une mue pour aboutir à des larves "L2". Ces deux stades sont inféodés aux fèces, et se nourrissent des micro-organismes qui s'y trouvent.

Les larves "L2" effectuent une seconde mue pour donner des larves "L3", qui quittent les fèces et se dispersent dans les herbes et le sol autour de ceux-ci. Les larves "L3" présentent une gaine leur conférant des meilleures capacités de résistance, ne se nourrissent pas et disposent d'une ressource en énergie limitée. Celles-ci effectuent une migration ascendante sur les brins d'herbe lorsque les conditions de température et d'humidité leur sont favorables. Une portion de ces larves "L3" se retrouvent ingurgitées par les ruminants, le bétail en même temps que le fourrage lors de la prise alimentaire. Ces larves "L3" subissent une dernière mue pour atteindre le stade sexué et infectant "L4". Les individus s'incrudent au sein des tissus de leur hôte, s'accouplent et émettent à nouveau des oeufs qui vont disperser. Les larves "L4" peuvent vivre plusieurs mois.

progressivement les fèces et migrent au sein des herbes du pâturage. Contrairement aux deux stades précédents, ils ne peuvent pas se nourrir et disposent d'une source d'énergie limitée. Certaines de ces larves meurent avec le temps sous l'effet du climat et d'autres se retrouvent ingérées par les ruminants en même temps que le fourrage. Les larves ingérées perdent leur gaine, effectuent leur dernière mue « L4 » aboutissant à une différenciation sexuelle. Certaines meurent après leur développement, et celles qui se maintiennent s'accouplent et réémettent des œufs par la suite (**voir figure n°1**). En fonction des espèces, les parasites adultes sexués sont inféodés dans les tissus d'organes distincts : *H. contortus* dans la caillette, *T. colubriformis* dans l'intestin grêle et *O. columbianum* dans le colon. Outre leur fertilité importante, la capacité de la population à relâcher les œufs dans le milieu extérieur, ces nématodes peuvent également ralentir et stopper leur développement lorsque les conditions du milieu ne sont pas favorables à leur maintien (périodes de sécheresse ou hivers). Il est question d'hypobiose. Ce phénomène prend lieu au cours du stade L4 au sein de l'hôte (**Zajac, 2006**) et est induit par des expressions de gènes et de synthèses protéiques modifiées (**Mahieu, 2014**). Cet état d'hypobiose permet de ne pas être affecté par les défenses du système immunitaire de l'hôte et entraîne dans certains cas, une montée péri-pondérale des œufs à la fin de la période défavorable (**Zajac, 2006 ; Gibbs, 1886**). Afin de faire face à ces parasites, de nombreux moyens de luttés sont mis en œuvre dont l'utilisation d'anthelminthiques (médicaments). Mais leur utilisation en pas de temps régulier au profit de bonnes productions entraîne des phénomènes de résistance de plus en plus marqués (**Mackinnon, Meyer & Hetzel, 1991; Rose et al., 2015**). Ces traitements réguliers engendrent *de facto* de la sélection de variants de parasites résistants au sein des populations. S'ajoutent à cela, la toxicité des composants d'anthelminthiques, notamment des lactones macrocycliques, pour les organismes décomposeurs des fèces (**Lumaret & Errouissi, 2002**) et l'anxiété des consommateurs vis-à-vis de l'utilisation et la présence de résidus au sein des produits de consommation (**Hoste, Huby & Mallet, 1997**). Dans le dessein de remédier à ce type de manifestation, il est essentiel de déployer de nouvelles pratiques contribuant à la fois à la subsistance de l'efficacité des traitements (chimio prophylaxie) et au contrôle des populations de parasites. Certaines de ces pratiques consistent en de la gestion de pâturage (exemple des pâturages mixtes, tournants), l'utilisation de prédateurs naturels, la sélection de lignées résistantes (régulant le développement et la survie des parasites) (**Douch et al, 1996**) et résilientes (maintenant un niveau de production correcte malgré l'infection par les parasites) (**Albers et al., 1987**),

de métabolites secondaires présents dans les plantes de fourrage. Toutefois, le cycle de vie et l'écologie de ces parasites doivent être plus approfondis afin d'aboutir à des gestions pérennes et optimisées. Certaines études *in vitro* ou en condition extérieure ont contribué à mettre au jour certains points tels les effets de l'eau sur le développement des strongles (Gruner & Suryahadi, 1993), leur survie en fonction de différentes gammes de température (Jasmer, Wescott & Crane, 2011; Jehan & Gupta, 1974; Pandey, Chaer & Dakkak, 1989; Persson, 2010). La modélisation de ces systèmes est apparue comme étant une approche intéressante et émergente pour étudier ces parasites dès la fin des années 90s. De multiples modèles de nématodes gastro-intestinaux ont été considérés dans la littérature. Certains apparaissent comme élémentaires (Louie & Mackay, 2005; Roberts & Heesterbeek, 1995), d'autres intègrent plus de paramètres biologiques et caractéristiques de l'environnement (Laurenson, Bishop & Kyriazakis, 2011; Learmount et al., 2006; Vagenas, Bishop & Kyriazakis, 2007; Leathwick, Vlassof & Barlow, 1995; Molnár et al., 2013). Aucun modèle ne traite à l'heure actuelle, de manière minutieuse, de l'étude de leur cycle en zone tropicale.

Dans un contexte d'intensification de production, de recrudescence de résistance aux anthelminthiques et de changements climatiques, notre présente étude s'intéresse à contribuer au développement d'un modèle du cycle de vie du parasite gastro-intestinal *H. contortus* au pâturage en climat tropical.



Figure 2. Photographie des fèces utilisées pour l'ensemencement des parcelles.

Photographies représentant : en **A** les fèces brutes prélevées au sein de la ferme expérimentale de Gardel (antenne de Nord de l'INRA) au niveau de 4 individus femelles de chèvre créole (Chemineau et al, 1984).

: en **B** les fèces réparties en 32 échantillons de masse approximativement égale, après avoir été au préalable homogénéisées (mélangées) et débarrassées de feuilles et brindilles.

©LATCHY Randy

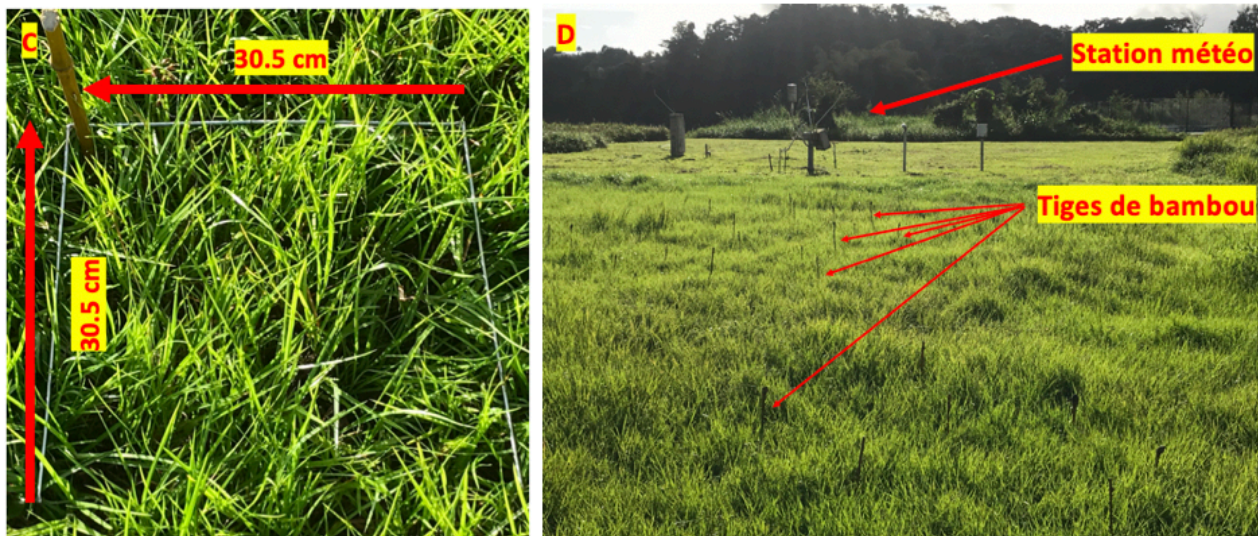


Figure 3. Photographies représentant en C un quadra de dimension (30.5x30.5 cm) au sein de la parcelle d'étude et en D la parcelle d'étude au domaine Duclos de l'INRA.

Chaque quadra est repéré à l'aide d'une tige de bambou plantée dans le sol au niveau du sommet « haut-gauche ».

Les 32 quadrats sont présents au niveau de la parcelle d'étude. Chaque quadra est repéré à l'aide d'une tige de bambou et de la position vis-à-vis de la station météorologique.

©LATCHY Randy

Matériel et méthodes

La visée de ce stage a été d'acquérir des données pour la mise en œuvre d'un modèle de cycle de vie du parasite en zone tropicale. Des dépôts de parasites ont été ainsi effectués en pâturage et un suivi de la population a été réalisé. La section ci-dessous traite du mode opératoire mis en place.

- **Ensemencement des parcelles**

Des fèces de chèvres créoles naturellement infectées par des strongles gastro-intestinaux *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus colubriformis* & *Oesophagostomum columbianum* ont été récupérées au sein de la ferme expérimentale de Gardel (située à l'antenne nord de l'INRA en Guadeloupe). Quatre chèvres femelles ont été isolées dans un enclos pendant une nuit entière et les fèces ont ensuite été ramassées le lendemain matin (**voir figure n°2A**).

En laboratoire, les fèces récupérées des quatre individus ont été mélangées au sein de grands récipients à l'aide d'une spatule. Cette étape a permis d'homogénéiser la matière. Ces dernières provenant de quatre chèvres distinctes, le degré d'infestation par les strongles n'est potentiellement pas les mêmes entre les individus. Les feuilles et débris de brindilles présents au niveau des fèces ont été également enlevés dans la limite du possible. Après homogénéisation, approximativement quatre grammes de fèces ont été prélevés et mis au sein de tubes falcon©. Quatre répliquats ont été réalisés. Ces tubes ont servi par la suite à l'estimation du nombre total d'œufs de parasites gastro-intestinaux au sein des fèces récoltées. Les fèces homogénéisées ont été pesées à l'aide d'une balance de précision (10.e-02 g) de marque PB3002 DeltaRange®. L'ensemble a été réparti à masse égale au sein de 32 pots (**voir figure n°2B**).

Une parcelle d'expérimentation présentant une hauteur d'herbe moyenne d'environ 9.21 (+/- 1.79) cm (IC95, n=26, var=19.80 cm²) a été définie au sein de l'enceinte de l'établissement de l'INRA domaine Duclos. Les mesures de hauteur ont été réalisées à l'aide d'un herbomètre. Au niveau de cette parcelle, 32 quadras de dimensions (30.5 x 30.5 cm) (**voir figure n°3**) ont été définis de manière aléatoire. Sur le terrain, les différents quadras ont été repérés à l'aide d'une tige de bambou plantée dans le sol au niveau du sommet « haut gauche » et d'un repère visuel, à savoir dans notre cas, la station météo à quelques mètres. Cela a facilité par la suite, les manipulations *a posteriori*. Le contenu des 32 pots de masse égale au préalable préparés a été déposé au niveau du centre des 32 quadras. Lors du dépôt, il a été veillé à ce que les fèces ne soient pas juste posées sur la face supérieure de l'amas d'herbes.

- **Estimation du nombre d'œufs de strongles gastro-intestinaux**

L'estimation du nombre d'œufs par gramme de fèces a été effectuée par coproscopie, suivant la technique de McMaster selon **Aumont et al, 1997**. Les quatre tubes falcon© de contenance approximative 4 grammes de fèces préparés ont été utilisés. Le contenu de chaque tube a été placé dans un mortier et écrasé à

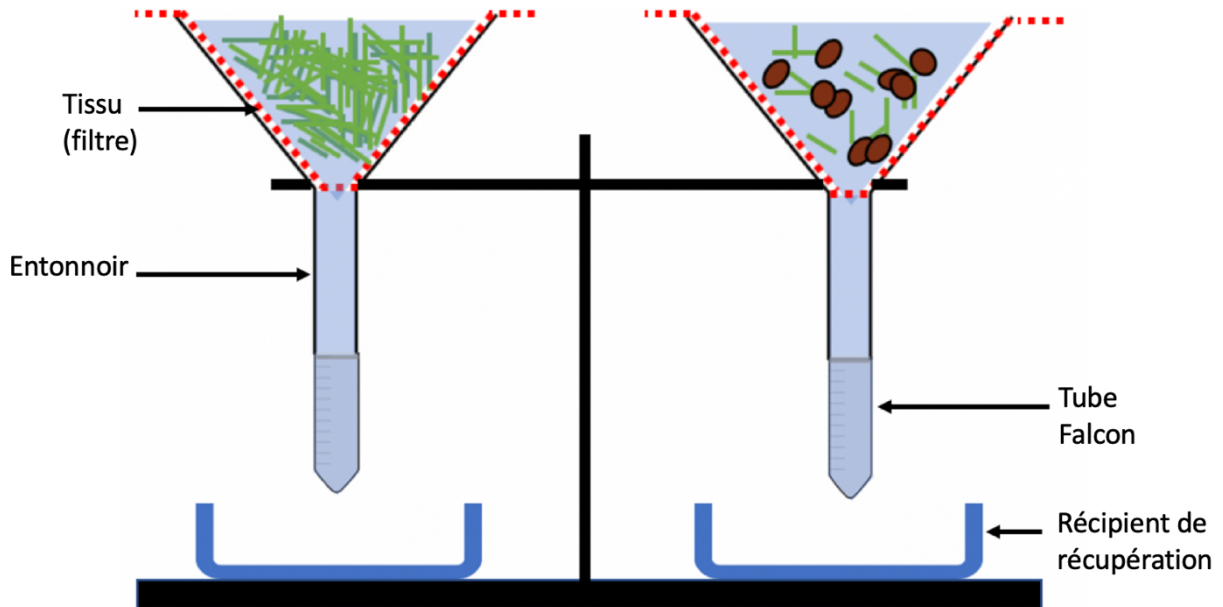


Figure 4. Schéma représentant les dispositifs « Bearman ».

Les entonnoirs utilisés ont été placés sur un support. Des filtres (tissus) présentant des mailles de 95 micromètres ont été utilisés. Un tube falcon© a été vissé en dessous des entonnoirs afin de récupérer les larves et des petites bassines afin de récupérer du liquide en cas de perte au niveau du système.

Pour chaque réplicat, 2 types de prélèvement ont été réalisés : « herbe haute » et « herbe basse » (contenant principalement les fèces).

Les dispositifs ont été placés dans une salle de manipulation à température et luminosité ambiantes pendant 48h ou 72h. Le contenu de chaque dispositif a été remué 4 fois par jour.

©LATCHY Randy

l'aide d'un pilon. Une fois écrasé, le contenu a été placé dans un tube falcon® et pesé à l'aide d'une balance de précision. 30mL d'eau courante ont été ensuite ajoutés dans chacun des tubes. Il a été veillé à ce que le mortier et le pilon aient été bien nettoyés avant le broyage du contenu de chaque tube. Une fois les quatre tubes falcon® « fèces + eau courante » préparés, ceux-ci ont été placés en centrifugeuse à 2800 tours/min pendant 15 minutes à 4°C. Le surnageant a été éliminé et 35mL de NaCl ont été rajoutés au sein de chaque tube (et mélangés aux dépôts au niveau du culot) avant de repasser à la centrifugeuse selon les mêmes modalités citées précédemment. Pour chaque tube, le surnageant a été récupéré, filtré à la passoire et placé dans un bêcher. La solution a été mise sous agitation (homogénéisation). À l'aide d'une pipette en plastique, des échantillons de chaque bêcher ont été placés sur des lames McMaster distinctes en évitant la formation de bulles. À partir de ces cellules, les comptages d'œufs des nématodes gastro-intestinaux nous intéressant ont été réalisés sous microscope sur le volume total des deux cellules. Le nombre d'œufs par gramme de matière fécale (OPG) a été déterminé par la formule suivante :

$$OPG = \frac{\left(\frac{n}{1}\right) * (35 + P)}{P}$$
 Avec n : le nombre d'œufs lu et P : le poids des fèces utilisés (g).

Le protocole complet de la coproscopie mis en œuvre est disponible en **Annexe n°2**.

- **Extraction, identification et comptage des parasites gastro-intestinaux**

Extraction

Deux types de prélèvement ont été effectués à l'aide d'un appareil de coupe *Gardena S-56*®. Au niveau de chaque quadra : un prélèvement dit « herbes hautes » correspondant à la strate herbacée haute et un autre dit « herbes basses » correspondant à la strate herbacée basse et principalement aux fèces restantes au sein du quadra, ont été effectués. Les deux types distincts de prélèvement ont été bien identifiés. Les prélèvements ont été effectués tous les mardis et vendredis pendant la durée totale du stage (pas de temps de 3 jours). Quatre quadras ont été analysés chaque jour de prélèvement (soit 8 échantillons = 4 « herbes hautes » & 4 « herbes basses »).

Les prélèvements « herbes hautes » et « herbes basses » ont été placés au sein de dispositif « **Baerman** » (voir figure n°4). Cette technique d'extraction a permis de rendre possible la mise en évidence de larves. Elle repose sur la migration passive de toutes les larves vers le fond des entonnoirs puis dans les tubes falcon®. Les dispositifs « **Baerman** » ont été placés sur une paille à température et à luminosité ambiantes dans une salle de manipulation pendant 48H. Les déplacements au sein de celle-ci ont été limités. Le contenu de chaque entonnoir a été touillé à l'aide d'une spatule quatre fois par jour afin de faciliter la migration des larves vers le réceptacle tube falcon® (récupéré en fin de manipulation). Après 48H, les produits de chaque extraction ont été récupérés.

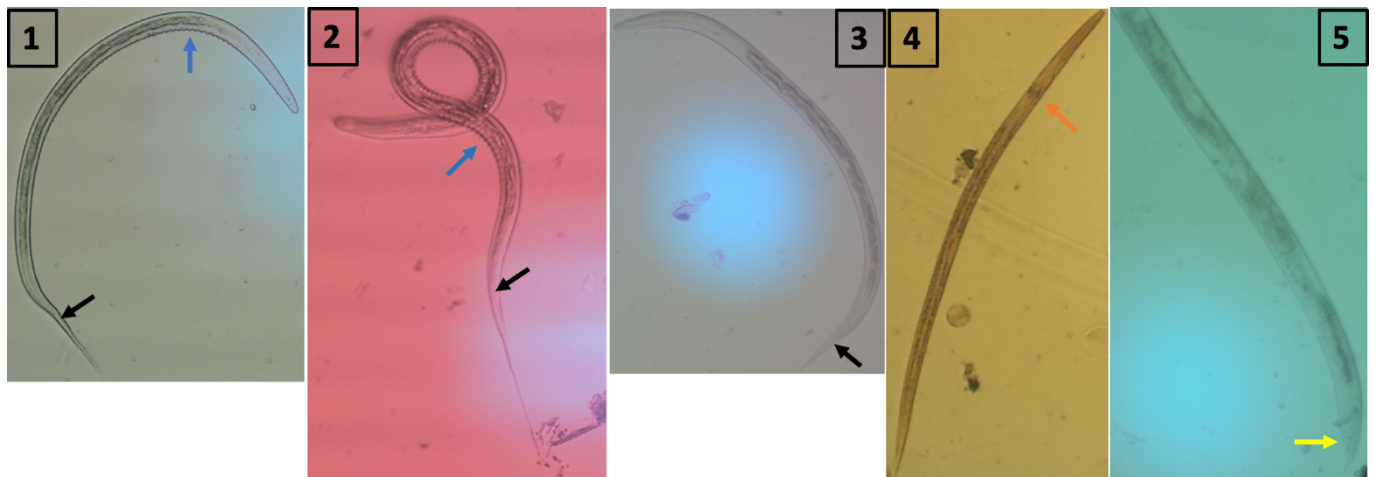


Figure 5. Photographies représentant les strongles gastro-intestinaux percus au cours de l'étude.

En 1 : *Haemonchus contortus* caractérisé par la présence d'une gaine, une longueur de queue moyenne.
 2 : *Oesophagostomum columbianum* caractérisé par la présence d'une gaine, une longue queue, une tête plate. Cette espèce affiche une taille plus importante que *H. contortus* et *T. colubriformis*.

3 : *Trichostrongylus colubriformis* caractérisé par la présence d'une gaine et d'une courte queue. La longueur de la queue correspond approximativement à la largeur du corps.

4 & 5 : Nématodes libres caractérisés par une absence de gaine, absence ou présence d'une queue (en pointe), présence de crochets au niveau de la bouche et un œsophage plus gonflé. Les strongles libres présentent une diversité de taille importante.

Les flèches **noires** indiquent la gaine et **bleues** indiquent les spicules. La flèche **orange** indique un œsophage « en boule » et celle en **jaune** indique une queue en « aiguillon ».

Photographies réalisées à partir de LEICA APPLICATION SUITE®.

©M. BONNEAU & M. MAHIEU

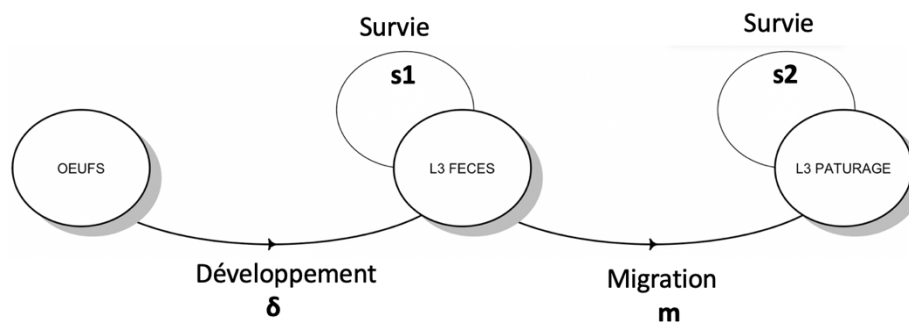


Figure 6. Schéma conceptuel du modèle de cycle de vie parasitaire en pâturage en cours de réalisation.

Les stades L1 et L2 ne sont pas pris en compte de manière concrète dans le modèle.

Le taux de développement « δ » prend en compte à la fois l'éclosion et la mue.

Si on note $NL3(t)$: le nombre de larves L3 au temps t alors, on a :

$$NL3_{feces}(t+1) = Noeuf(t) \times \delta + s1 \times NL3_{feces}(t)$$

$$NL3_{pâturage}(t+1) = m \times NL3_{feces}(t) + s2 \times NL3_{pâturage}(t)$$

Figure réalisée avec Rstudio® à partir des packages « diagram » et « shape ».

©LATCHY Randy

Les produits (= solutions) obtenus de chaque extraction **Baerman** ont été soigneusement reconcentrés à un volume de 10 mL (**voir Annexe n°3**) puis transvasés dans un petit bécher. Des gouttes de quelques microlitres de chaque solution sont placées sur une plaque prévue à cet effet. Le prélèvement des gouttes est effectué lorsque la solution est mise sous agitation magnétique (homogénéisation des prélèvements) à l'aide d'une micropipette de marque Thermo SCIENTIFIC®. Les séries de gouttes pour les 8 échantillons ont été observées au microscope optique.

Identification et comptage de larves gastro-intestinaux

Les séries de gouttes de solution ont été observées au microscope optique de marque LEICA®. Afin de rendre les observations plus faciles, le microscope a été relié à une caméra de marque LEICA CAM001® et les observations ont été acquises sur ordinateur à l'aide du logiciel LEICA APPLICATION SUITE version 4.12.0 (Build86)®.

L'identification des différentes espèces de nématodes a été réalisée à partir de caractéristiques morphologiques propres à chacune (**voir figure n°5**). L'abondance spécifique a été relevée au sein de chacune des gouttes.

5 microlitres de solution de lugol ont été incorporés au sein des gouttes afin de tuer les nématodes en mouvement constant, facilitant ainsi la phase d'identification et de comptage.

Le nombre de larves de stade « L3 » par quadra pour les 3 espèces de strongles a été estimé à partir de la formule suivante :
$$\left(\frac{Np}{nG \times vG} \times 1000 \right) \times vTot$$

Avec Np : nombre de parasites compté ; nG : nombre de gouttes observé ; vG : volume d'une goutte ; vTot : volume total reconcentré dans le bécher

Les feuilles de comptage sont fournies en **Annexe n°4**

- **Modèle MATLAB**

Le cadre conceptuel du modèle de cycle de vie parasitaire en pâturage en climat tropical est présenté en **figure n°6**. Les stades L1 et L2 pré-infectieux n'ont pas été pris en compte, car il est plus compliqué de compter les larves de ces stades. Ne pouvant pas avoir de données à ce sujet, un modèle simplifié a été proposé où les œufs (ŒUFS) éclosent, effectuent leurs mues et se développent en larves L3 dans les fèces (L3 FÈCES) selon un taux « δ ». Ces L3 sont soumises à un taux de survie « **s1** ». Les L3 migrent des fèces vers les pâturages (L3 PATURAGE) selon un taux « **m** ». Après migration, les L3 sont soumises à un taux de survie « **s2** ». Les différents paramètres du modèle ont été estimés de manière à ce qu'ils permettent de représenter au mieux

Les données observées. Les paramètres ont été estimés à l'aide d'un algorithme génétique (algorithme d'optimisation) visant à trouver les valeurs les plus représentatives des données.

Le taux de développement des œufs « δ » a été supposé constant au cours du temps, toujours dans le souci de simplifier le modèle, en réduisant le nombre de paramètres à estimer. La survie en revanche dépend de la température et la migration, des précipitations :

$$s1 = \exp (a1 + b1 * T^{\circ} + b2 * T^{\circ 2})$$

$$s2 = \exp (a2 + b3 * T^{\circ} + b4 * T^{\circ 2}) \quad \text{avec } T^{\circ} : \text{Température moyenne sur les 3 derniers jours.}$$

$$m = \exp (a3 + b5 * P + b6 * P^2) \quad \text{avec } P : \text{Précipitations moyennes sur les 3 derniers jours.}$$

- **Modèles de régression linéaire pour la strate « herbes basses/Fèces »**

La décroissance du nombre de parasites L3 au niveau de la strate « herbes basses/fèces » a été étudiée avec un premier modèle simple que j'ai construit lors du stage. Après obtention des courbes d'évolution du nombre de larves de stade L3 au cours du temps pour cette strate, des régressions linéaires simples ont été effectuées à l'aide du logiciel Rstudio® et de la fonction « *lm* » pour l'ensemble des expériences. La fonction « *lm* » (linear model) permet l'étude d'une quelconque relation entre une variable régressée (à expliquer) et une ou plusieurs autres régresseur(s) (variables explicatives). Le but était ici de modéliser la décroissance de la population de larves au pâturage.

Le package « *robustbase* » et la fonction « *lmr* » ont été utilisés pour l'acquisition de régression linéaire robuste plus adaptée lorsque des « outliers » (ou encore des points de rupture élevé) sont observés dans les données. Le package « *robustbase* » contient un certain nombre de jeux de données et des outils robustes dont des fonctions de régression et de sélection de modèles. La fonction « *lmr* » calcule un estimateur de régression de type MM (développement de la méthode M d'estimation, qui est elle-même une extension du maximum de vraisemblance) comme décrit par Koller & Stahel (2011). Il y a usage d'une fonction particulière renvoyant à un estimateur très robuste et très efficace (avec un point de rupture de 50% et une efficacité asymptotique de 95% pour les erreurs normales).

Ces précédentes méthodes ont permis le calcul de la pente de chacune des droites approximant la vitesse de décroissance du nombre de L3 en fonction du temps sur la parcelle pour les différentes expériences.

Une estimation du coefficient directeur des droites de régression linéaire simple a été ensuite effectuée à l'aide encore une fois de la fonction « *lm* ».

Tableau n°1 : Nombre d'œufs par gramme de fèces estimé (*H. contortus*, *T. colubriformis* et *O. columbianum* confondus) grâce aux lames McMaster pour l'expérience 6.

L'OPG (nombre d'œufs par gramme de fèces) a été estimé à partir de la formule citée précédemment. Les valeurs OPG ont été arrondies à l'unité. 3 échantillons (3 tubes Falcon ont été utilisés). Soit en moyenne **621 OPG** ((532+579+725)/3). Le tube falcon© n°4 n'est pas pris en compte.

Tube falcon n°...	Poids (mg)	Nombre d'œufs lu sur cellule McMaster	OPG estimé
1	4.53	61	532
2	4.58	67	579
3	4.40	81	725
4	4.49	4	35

Tableau n°2 : Nombre d'œufs de nématodes gastro-intestinaux estimé par quadra pour les 6 expériences réalisées.

Le nombre d'œufs par quadra est estimé à partir des OPG. L'OPG est multiplié par la quantité de fèces (en gramme) déposée par quadra. Pour l'expérience n°6, le calcul est le suivant : $621 \times 35 = 21\ 420$.

Rappel : Expérience 1 = 16 avril 2019 ; Expérience 2 = 17 avril 2019 ; Expérience 3 = 07 mai 2019 ; Expérience 4 = 14 mai 2019 ; Expérience 5 = 19 novembre 2019 ; Expérience 6 = 07 janvier 2020.

Expérience n°...	Nombre d'œufs/quadra estimé
1	24 511
2	55 836
3	31 050
4	30 780
5	14 081
6	21 420

Plusieurs modèles linéaires simples et multiples ont été proposés. Afin de déterminer le meilleur d'entre eux (le plus représentatif des données), ceux-ci ont été comparés entre eux à l'aide de descripteurs particuliers (le R^2 classique n'étant pas adapté pour les comparaisons et augmentant avec le nombre de paramètres considérés dans chaque modèle). Une fois déterminé, le meilleur modèle a été soumis à une analyse à l'aide de la fonction « *anova* » dans Rstudio® afin de mettre en évidence la contribution de chacune des variables constitutives du modèle.

- **Modèles de régression linéaire pour les pics de L3 pour toutes strates confondues**

Une étude du temps nécessaire pour atteindre le pic de L3 (à savoir le délai écoulé après dépôt des fèces sur parcelle pour obtenir le nombre maximal de larves de stade infectieux par quadra) a été réalisée pour toutes les expériences à l'aide du logiciel Rstudio® ainsi que de la fonction « *lm* ». Des régressions linéaires ont été effectuées.

Plusieurs modèles linéaires simples et multiples ont été proposés et comparés entre eux. Le meilleur a été également analysé.

Une étude analogue a été réalisée concernant l'intensité du pic max de L3 pour chacune des expériences, à l'aide de Rstudio®. Pour réaliser l'analyse de l'intensité du pic max de L3, cette dernière a été rapportée pour chaque expérience au nombre d'œufs estimé par quadra.

Résultats

Les données considérées correspondent à six expériences, expériences 1 à 6, pour lesquelles les fèces ont été déposées sur la parcelle respectivement le 16 avril 2019, 17 avril 2019, 07 mai 2019, 14 mai 2019, 19 novembre 2019 et le 07 janvier 2020.

Plus de détails sont disponibles sur les feuilles de comptage en **Annexe n°4**.

Des données ont été ainsi déjà obtenues à partir d'expériences réalisées auparavant par d'autres manipulateurs pour cette étude. Les données précédemment acquises et celles recueillies présentement sont toutes exploitées.

Estimation du nombre d'œufs de strongles gastro-intestinaux

La concentration en œufs de nématodes gastro-intestinaux ou encore l'OPG (le nombre d'œufs par gramme de fèces) estimé au sein des fèces pour l'expérience 6 est présenté au **Tableau n°1**.

Le nombre d'œufs de nématodes parasites gastro-intestinaux estimé par quadra pour la totalité des expériences menées est présenté au **Tableau n°2**. Pour l'expérience n°6, le nombre d'œufs par quadra estimé a été obtenu par un calcul de moyenne en ne prenant pas en compte un des 4 tubes falcon© pour lequel l'OPG estimé était de 4. Cette valeur étant considérée comme aberrante.

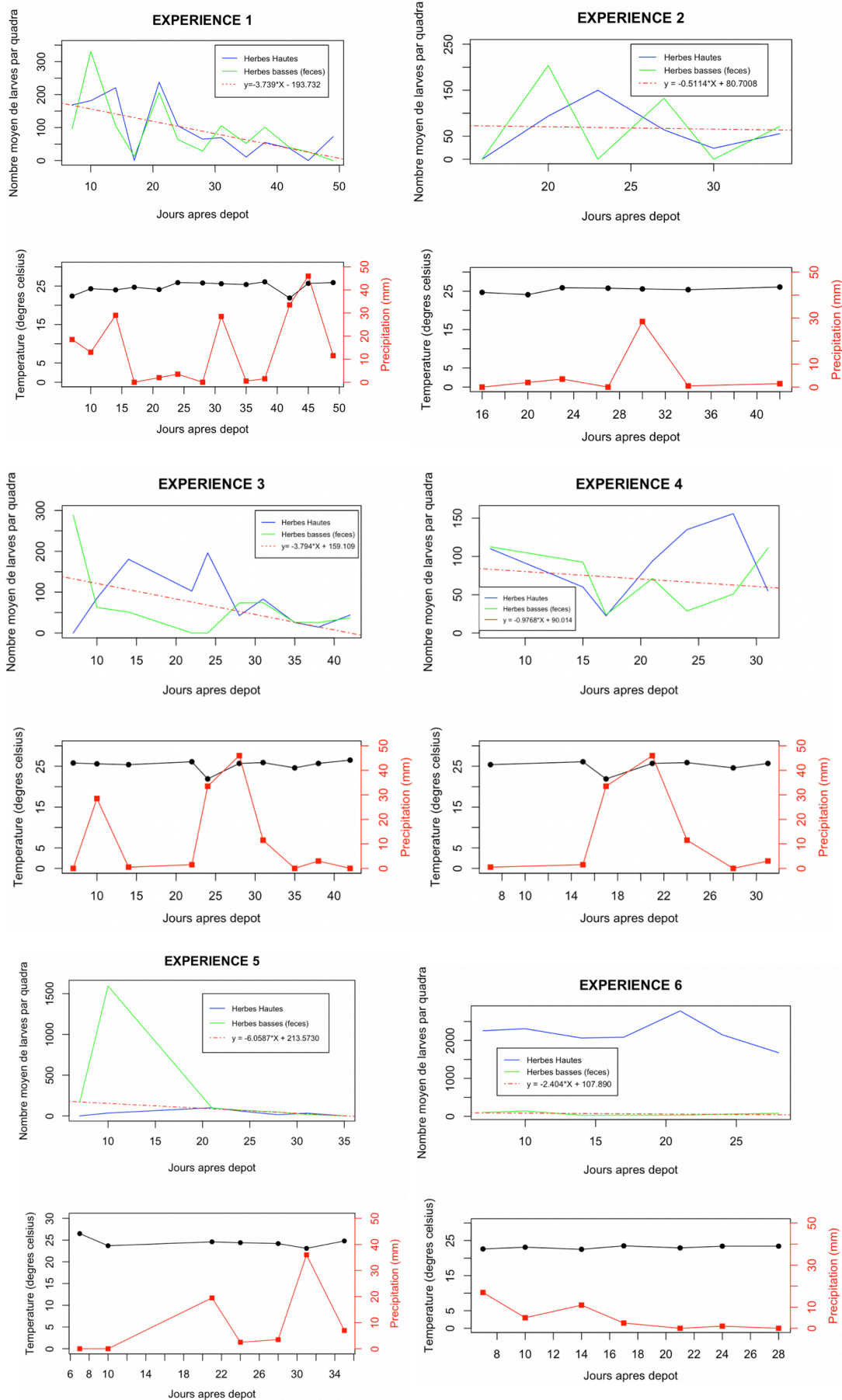


Figure 7. Graphes représentant l'évolution du nombre moyen de L3 *H. contortus* par quadra (par type de strate) en fonction du temps pour les expériences 1 à 6.

Une régression linéaire simple est effectuée pour la strate « herbes basses/fèces ». La droite apparaît en pointillé rouge. La température et les précipitations sont également représentées.

Figures réalisées sur Rstudio®

Évolution du nombre de L3 au cours du temps

- **Distinction entre strates « herbes basses/fèces » & « herbes hautes »**

L'évolution du nombre moyen de larves de *H. contortus* au stade « L3 » par **type de strate** en fonction du temps après le dépôt des fèces sur la parcelle a été représentée pour les 6 expériences sur la **figure n°7**. L'évolution des variables environnementales « température » et « précipitations » le sont également.

Le temps moyen (sur les 6 expériences) pour atteindre le pic de L3 (maximum de larves L3) en « Herbes basses/fèces » est de **10.67 +/- 5.04 jours (IC95, n=6)**.

Le temps moyen (sur les 6 expériences) pour atteindre le pic de L3 en « Herbes hautes » est de **23 +/- 2.89 jours (IC95, n=6)**.

- **Pas de distinction entre les deux types de strates**

L'évolution du nombre moyen de larves de *H. contortus* au stade « L3 » (toutes les strates confondues) ainsi que celles de la température et des précipitations en fonction du temps après les dépôts de fèces sur la parcelle ont été représentées pour les 6 expériences en **Annexe n°5**. Les droites de régression linéaire simple ainsi que leur équation pour les expériences 1 à 6 sont aussi représentées.

Le temps moyen (sur les 6 expériences) pour atteindre le pic de L3 en « Herbes basses/fèces & Herbes hautes » confondues est de **12.67 +/- 6.92 jours (IC95, n=6)**.

- **Précipitations et Températures moyennes au cours des expériences.**

Les précipitations moyennes pendant la durée de chacune des expériences ne sont pas apparues significativement différentes selon un risque d'erreur de première espèce α fixé à 5% (Kruskal-Wallis chi-squared = 5.0759, df = 5, p-value = 0.4067, n=229). Voir **Annexe n°6**.

Les températures moyennes mesurées au cours des expériences 1 à 5 ne sont pas significativement différentes selon un risque d'erreur de première espèce α fixé à 5%. Celle de l'expérience n°6 est significativement différente de toutes les autres (Kruskal-Wallis chi-squared = 71.203, df = 5, p-value = 5.758e-14, n=229 ; pairwise.wilcox.test, bonferroni). Voir **Annexe n°6**.

Tableau n°3 : Coefficient directeur des droites de régression linéaire réalisée sur les courbes d'évolution du nombre de L3 au sein de la strate « herbes basses/fèces » au cours du temps.

L'expérience n°5 n'est pas prise en compte en raison d'une valeur de pente aberrante. Le coefficient directeur de la droite de régression de l'expérience n°2 a été obtenu en excluant les données du dernier prélèvement de l'expérience.

Expérience	Coefficient directeur de la droite de régression linéaire simple
1	-3.739
2	-0.5114
3	-3.794
4	-0.9768
5	-6.0587
6	-2.404

Tableau n°4 : Variables pouvant potentiellement influencer l'évolution du nombre de L3 par quadra.

Les variables ont été déterminées pour chacune des expériences. (Le tableau est disponible en grand format en Annexe n°3)

Expérience n°...	Entre jour de dépôt et 1 jour de prélèvement								Entre le premier et le dernier jour de prélèvement								
	Moyenne des températures	Moyenne des précipitations	Somme des températures	Somme des précipitations	Température maximale	Précipitations maximales	Nombre d'événements de précipitations	Nombre d'événements de précipitations supérieure s à 10 mm	Moyenne des températures	Moyenne des précipitations	Somme des températures	Somme des précipitations	Température maximale	Précipitations maximales	Nombre d'événements de précipitations	Nombre d'événements de précipitations supérieure s à 10 mm	Nombre d'œufs/quadra (estimé)
Annotations	meanT-d.1	meanP-d.1	sumT-d.1	sumP-d.1	maxT.d.1	maxP.d.1	mm.0.d.1	mm.10.d.1	meanT	meanP	sumT	sumP	maxT	maxP	mm.0	mm.10	X.ufs
1	23.525	4.125	188.2	33	24.5	18.5	6	1	24.832	10.143	1142.3	466.5	26.2	55.5	37	15	24511
2	24.058	6.441	409	109.5	25.3	31	12	4	25.247	4.263	479.7	81	26.2	28.5	14	2	55836
3	25.25	1.625	202	13	25.9	4	5	0	25.261	11.263	909.4	405.5	26.5	55.5	26	13	31050
4	25.537	7.062	204.3	56.5	26.2	28.5	6	2	25.024	13.08	625.6	327	26.2	55.5	20	10	30780
5	24.95	9.375	199.6	75	26.2	54.5	2	2	24.495	7.84	538.9	172.5	26.5	36	17	6	14081
6	23.49	7.25	187.9	58	24.4	17	8	2	3.07	23.24	557.7	70.5	25.1	17	15	4	21420

Tableau n°5 : Modèles de régression linéaire (simples et multiples) du coefficient directeur.

Le coefficient de régression, la statistique de Fisher, le degré de liberté, la p-value, coefficient de régression ajusté ainsi que l'AIC* sont indiqués pour chaque modèle.

N°...	Modèle de régression linéaire	R^2	Fstatistique	ddl	Pvalue du modèle	R^2 ajusté	AIC *
A1	coeffD= 0.5905 * maxT.d.1 -17.2000	0.7748	10.32	1&3	0.04886	0.6997	6.411295
A2	coeffD= 0.9113 * mm.10.d.1 -3.9253	0.789	11.21	1&3	0.0441	0.7186	6.021718
A3	coeffD= 0.669182 * meanT.d.1 + 0.041706 * sumP.d.1 -20.846468	0.9426	16.42	2&2	0.05742	0.8852	0.2115132
A4	coeffD= 0.6890 * meanT.d.1 + 1.0316 * mm.10.d.1 -20.9331	0.9659	28.35	2&2	0.03407	0.9319	-2.920914
A5	coeffD= 0.410973 * meanP.d.1 + 0.008124 * sumT.d.1 -6.399217	0.8474	5.551	2&2	0.1526	0.6947	6.077869
A6	coeffD= 0.038332 * sumP.d.1 + 0.724734 * maxT.d.1 -22.661741	0.922	11.82	2&2	0.078	0.844	2.049125
A7	coeffD= 0.08727 * sumP.d.1 -0.68668 * mm.0.d.1 -1.91622	0.9412	16.01	2&2	0.05877	0.8825	7.728644
A8	coeffD= 0.7503 * maxT.d.1 + 0.9488 * mm.10.d.1 -22.9450	0.9464	17.64	2&2	0.05364	0.8927	-0.1970804
A9	coeffD= 0.082954 * maxP.d.1 -0.002898 * sumT -1.774327	0.9608	24.51	2&2	0.03921	0.9216	-2.077636
A10	coeffD= 0.9609 * maxP.d.1 -0.07691 * mm.0 -2.46463	0.9584	23.04	2&2	0.04161	0.9168	-1.721339
A11	coeffD= -0.021082 * sumT + 0.484861 * mm.0 + 2.516912	0.9615	25	2&2	0.03846	0.9231	-2.192449

* AIC : calculé à partir du RSS (non prise en compte du maximum de la fonction de vraisemblance). Les meilleurs modèles sont encadrés en vert.

Modèles de régression linéaire pour la strate « Herbes basses/Fèces »

- **Régression linéaire simple pour évolution du nombre de L3 en strates « herbes basses/fèces »**

Des droites de régression linéaire ont été tracées pour les courbes d'évolution du nombre de L3 en strate « herbes basses/fèces » (voir figure n°7).

Le coefficient directeur de chacune des droites a été reporté dans le **tableau n°3**. Les coefficients directeurs apparaissent tous négatifs et différents pour chacune des expériences.

Les régressions linéaires simples ont été obtenues à l'aide de la fonction classique « lm » pour les expériences 1, 2, 3, 4 et 6, et à l'aide la fonction « lmrog » (régression approximée) pour l'expérience n°5.

Malgré le traitement réalisé avec la fonction « lmrog », l'expérience n°5, affiche une droite de régression avec une valeur de pente aberrante (-6.0587). Celle-ci n'a pas été prise en compte. Dans le cas de l'expérience n°2, le dernier point (correspondant au dernier relevé) n'a pas été pris en compte lors du calcul de la droite de régression (le coefficient étant initialement positif s'il y a prise en compte de la dernière donnée, voir figure n°7).

- **Estimation du coefficient directeur des droites de régression linéaire simple**

Les coefficients directeurs, les pentes des droites ou encore l'évolution de la population de L3 au sein du quadra en strate « herbes basses/fèces » (ici, la décroissance au cours du temps) a cherché à être estimé en fonction des variables présentées dans le **tableau n°4**.

Les représentations graphiques des relations entre le coefficient directeur et les différentes variables sont disponibles en **Annexe n°7**.

Les différents modèles linéaires (simples et multiples) ont été obtenus à partir de différentes variables sélectionnées. Ces derniers présentés dans le **tableau n°5**. À chaque modèle est associé, une valeur R^2 , une statistique de Fisher (ainsi que les degrés de liberté), une probabilité critique, une valeur de R^2 ajusté et une valeur de AIC.

Les valeurs de R^2 ajusté et AIC sont les deux descripteurs/critères qui permettent de discriminer les meilleurs modèles dans notre cas. Un meilleur modèle présente une valeur de AIC plus faible et une valeur absolue de R^2 ajusté proche de 1. Les valeurs de R^2 peuvent être négatives.

Parmi tous les modèles qui sont proposés, le n° « **A8** » présente la valeur de AIC la plus faible et le n° « **A4** » présente la valeur de R^2 ajustée la plus proche de 1.

Tableau n°6 : Modèle de régression linéaire (simples et multiples) pour le temps nécessaire avant atteinte du pic de L3.

Le coefficient de régression, la statistique de Fisher, le degré de liberté, la p-value, coefficient de régression ajusté ainsi que l'AIC* sont indiqués pour chaque modèle.

N°...	Modèle de régression linéaire	R ²	Fstatistique	ddl	Pvalue du modèle	R ² ajusté	AIC *
B1	TempsPic = 0.05697 * sumT.d.1 -2.57511	0.888	23.79	1&3	0.01647	0.8507	18.24996
B2	TempsPic = 1.9872 * mm.0.d.1 -3.7051	0.9194	34.24	1&3	0.009949	0.8926	0.2115132
B3	TempsPic = -2.01156 * meanT.d.1 + 0.05488 * sumT.d.1 + 46.94991	0.9992	1282	2&2	0.0007792	0.9984	-9.556579
B4	TempsPic = -27.139 * meanT.d.1 + 30.010 * maxT.d.1 -85.606	0.9779	44.19	2&2	0.02213	0.9557	-9.556579
B5	TempsPic = -0.1921 * meanT.d.1 + 1.9593 * mm.0.d.1 + 1.1842	0.9203	11.54	2&2	0.07971	0.8406	18.21119
B6	TempsPic = -3.1900456 * meanT.d.1 + 0.0003859 * X.ufs + 76.1201810	0.9917	119.2	2&2	0.008318	0.9834	4.650704
B7	TempsPic = -0.6305 * meanP.d.1 + 2.2785 * mm.0.d.1 -2.5190	0.9682	30.44	2&2	0.0318	0.9364	12.69777
B8	TempsPic = 0.059130 * sumT.d.1 -2.394568 * maxT.d.1 + 57.397214	0.9985	675.9	2&2	0.001477	0.997	-5.718445
B9	TimePic = 0.1365231 * sumT.d.1 -0.0005772 * X.ufs -2.6463284	0.9862	71.23	2&2	0.01384	0.9723	7.707502
B10	TimePic = -3.9806598 * maxT.d.1 + 0.0004359 * X.ufs + 97.2899149	0.9901	99.83	2&2	0.009917	0.9802	5.706154
B11	TimePic = 1.80729 * mm.0.d.1 -0.21596 * meanP + 0.30351	0.9782	44.94	2&2	0.02177	0.9565	10.42313
B12	TimePic = 2.476972 * mm.0.d.1 + 0.007221 * sumT -12.694059	0.9821	54.83	2&2	0.01791	0.9642	9.252862
B13	TimePic = 2.747507 * mm.0.d.1 + 0.014212 * sumP -13.170143	0.9894	93.69	2&2	0.01056	0.9789	6.083328
B14	TimePic = 2.0924 * mm.0.d.1 + 2.3784 * maxT -66.4171	0.9663	28.71	2&2	0.03366	0.9327	13.03833
B15	TimePic = 2.42652 * mm.0.d.1 + 0.09306 * maxP -10.90196	0.962	25.28	2&2	0.03805	0.9239	13.77381
B16	TimePic = 2.42413 * mm.0.d.1 + 0.19815 * mm.0 -11.37721	0.9797	48.15	2&2	0.02035	0.9593	10.01807
B17	TimePic = 2.9672 * mm.0.d.1 + 0.5600 * mm.10 -15.8851	0.9926	133.7	2&2	0.007424	0.9852	3.969141
B18	TimePic = -1.0092 * meanT -1.7317 * meanP + 53.3470	0.9624	25.62	2&2	0.03757	0.9249	13.69712
B19	TimePic = -0.75444 * meanP -0.28135 * maxP + 32.28253	0.9822	55.23	2&2	0.01778	0.9644	9.20996

* AIC : calculé à partir du RSS (non prise en compte du maximum de la fonction de vraisemblance).
Le meilleur modèle est encadré en vert.

Modèles de régression linéaire pour le pic de L3 pour toutes strates confondues

- **Estimation du temps nécessaire pour atteinte du pic de L3**

Le temps nécessaire pour avoir un nombre maximal de larves de stade L3 au sein du quadra (toutes les strates confondues) a cherché à être estimé en fonction des variables présentées en **tableau n°4** et du nombre d'œufs estimé par quadra pour les différentes expériences.

Les différents modèles linéaires (simples et multiples) obtenus ainsi que leurs caractéristiques sont résumés dans le **tableau n°6**.

Parmi tous les modèles qui sont proposés, le n° « **B3** » présente à la fois la valeur de AIC la plus faible et la valeur de R^2 ajustée la plus proche de 1.

- **Estimation de l'intensité du pic de L3**

Le rapport intensité du pic de larves de stade L3/nombre d'œufs estimé au sein du quadra (toutes les strates confondues) a cherché à être estimé en fonction des variables citées précédemment. Aucun modèle correct n'a été significativement trouvé.

Modèle MatLAB®

Les valeurs de paramètres utilisées pour le modèle du cycle de vie parasitaire au pâturage en climat tropical (sur MatLAB) sont les suivantes :

$$b4 = 0,00204228718915101$$

$$\delta = 0,00191290876105835$$

$$b5 = 0,0261269274355587$$

$$b2 = -0,005997420977902$$

$$a1 = 6,46599883062602.$$

$$b6 = -0,00855776626109005$$

$$b3 = -0,11350874548786$$

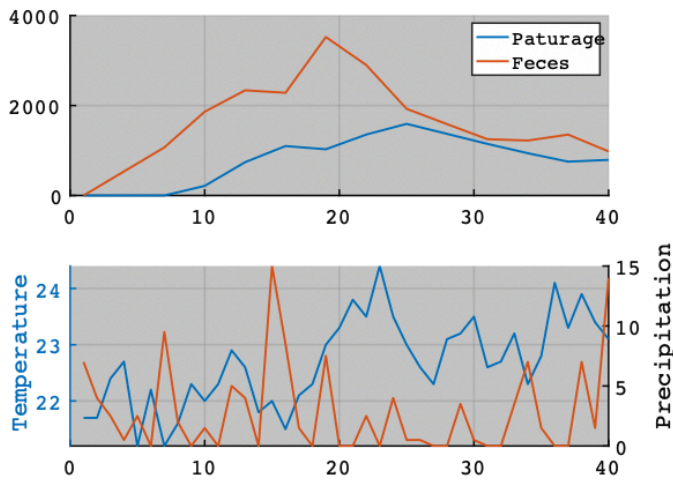
$$b1 = -0,151629418543259$$

$$a2 = 0,724571431524976$$

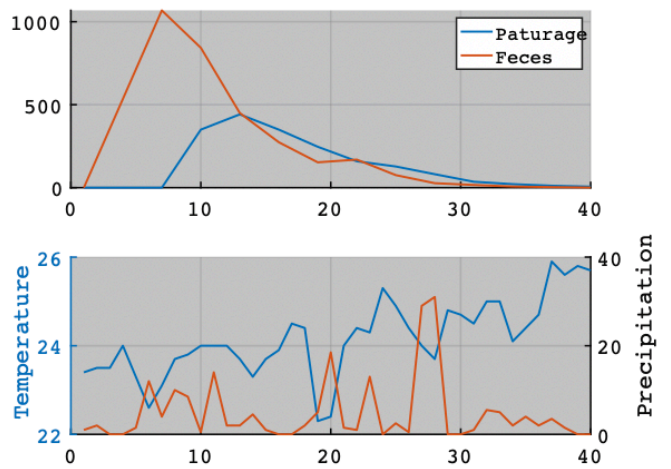
$$a3 = -1,08388841322618$$

Ces paramètres ont été estimés à partir d'un algorithme génétique.

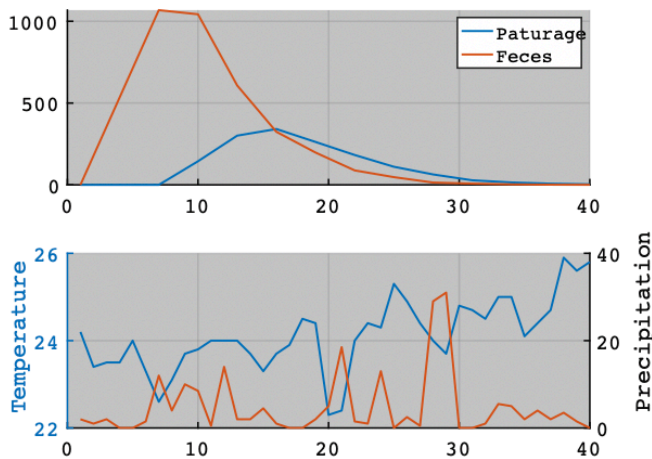
Simulation n°1 :



Simulation n°2 :



Simulation n°3 :



Simulation n°4 :

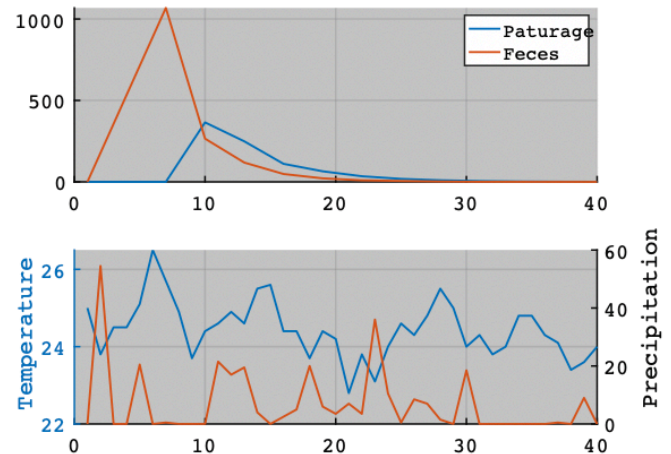


Figure 10. Résultats de 4 simulations du modèle de cycle de vie larvaire au pâturage de *H. contortus*.

Les graphes représentent l'évolution du nombre moyen de L3 *H. contortus* par quadra au sein des deux types de strates = pâturage et fèces en fonction du temps.

Les évolutions de la température et des précipitations sont également représentées.

Les simulations sont effectuées ici sur un pas de temps de 40 jours après dépôt des fèces sur parcelle.

Figures réalisées à partir de MatLAB®.

Quatre simulations ont été réalisées en **figure n°10**, à partir des valeurs de paramètres citées précédemment. Une période de 40 jours est tirée aléatoirement au cours d'une année pour chaque simulation. L'évolution du nombre de larves de stade L3 au niveau des deux strates distinctes (pâturage & fèces) au cours du temps (après dépôt sur parcelle) est ainsi prédite en fonction des températures et des précipitations.

Le temps moyen (sur les 6 expériences) pour atteindre le pic de L3 (maximum de larves L3) en « pâturage » est de **9.75 jours**.

Le temps moyen (sur les 6 expériences) pour atteindre le pic de L3 (maximum de larves L3) en « fèces » est de **16.5 jours**.

Discussion

L'OPG, le nombre d'œufs par gramme de fèces est lié à l'âge de l'animal, au type d'élevage et à la région géographique. S'ajoute à ceci, la résistance que peut développer l'hôte face aux parasites gastro-intestinaux : « self cure » (**Simon, 1994**). Dans la littérature, il a été montré que la concentration des œufs de strongles au sein des fèces chez des caprins et ovins élevés en pâturage était dépendante entre autres du facteur saison. En effet, la concentration en œufs apparaît plus importante en saison humide qu'en saison sèche ou intermédiaire (**Mandonnet et al, 1996 ; Aumont & Chemineau, 1997**). S'en suit à cette charge en œufs plus élevée à cette période de l'année, une mortalité due aux strongles gastro-intestinaux plus importante. Or lors de notre étude, il est apparu que le nombre d'œufs estimé par quadra, et donc implicitement l'approximation du degré d'infestation des cabris créoles par les nématodes, était plus importante lors des expériences n°2, 3 et 4, soit théoriquement en période de sécheresse (l'expérience 2 présentant la plus forte concentration par quadra) (**voir tableau n°2 et Annexe n°8**). Dans un premier temps, cela peut être interprété par l'effet d'échantillonnage aléatoire simple qui a lieu lors de la sélection des individus femelles naturellement infestées. Tous les individus femelles infestées de la population considérée ont eu la même probabilité d'être choisis. L'échantillonnage aléatoire simple consistant à prélever au hasard et de façon indépendante quatre individus infestés dans la population, celui-ci induit de la variabilité et peut être responsable des fluctuations qui sont observées. Ainsi, parmi les femelles naturellement infestées choisies pour chacune des expériences, certaines ont pu

présenter des capacités de résistance plus ou moins conséquentes que d'autres. Ce qui pourrait justifier les observations contradictoires avec celles de la littérature. Dans un second temps, il faut remarquer que les précipitations moyennes entre les 6 expériences (menées à des périodes distinctes de l'année pour certaines) ne sont pas significativement différentes. En ce qui concerne les températures moyennes, elles ne sont pas significativement différentes entre les expériences 1 à 5 (celle de l'expérience 6 étant légèrement différentes de toutes les autres). Ainsi, dans le contexte présent de bouleversement climatique, il n'est plus pertinent de se référer aux saisons.

Les premiers prélèvements ont été effectués au sein des quadras 7 jours *a posteriori* des dépôts sur parcelle. En effet, il a été considéré que la totalité des œufs avaient eu le temps d'éclore passé ce délai. **Hsu & Levine (1977)** ont montré que le développement des œufs de *H. contortus* en larves de stade L3 prenait approximativement 4 jours dans des conditions de températures comprises entre 20 et 25 °C et d'humidité importante. En condition tropicale humide (en Malaisie), **Cheah & Rajamanickam (1997)** ont constaté que les larves L3 émergeaient à partir de 6 jours après dépôt des œufs sur les herbages. Le développement des œufs dépend à la fois de la teneur en eau fécale des fèces (**Rossanigo & Gruner, 1995**), de la présence d'eau au niveau des pâturages (**Gruner et Suryahadi, 1993**) et de la température. L'état d'humidité apparaît comme un facteur important. Certains auteurs la quantifient au travers des précipitations et de l'humidité relative, tandis que d'autres soutiennent qu'il est question de mauvais descriptifs et qu'une évaluation visuelle de la verdure des pâturage apparaît comme un meilleur indicateur de celui-ci (**Besier & Dunsmore, 1993**).

Le nombre maximal de larves au stade L3 infectieux d'*H. contortus* par quadra en pâturages (« pic de L3 » sur les graphiques représentant l'évolution en fonction du temps) a été atteint en moyenne pour les 6 expériences menées et dans le cas où **toutes les strates ont été confondues (herbes basses + fèces & herbes hautes) 12.67 +/- 6.92 jours (IC95, n=6) après dépôt**. Ce résultat est en accord avec une étude de **Aumont & Gruner (1989)** réalisée également chez des petits ruminants en Guadeloupe. Les auteurs ont constaté une recrudescence des larves L3 14-21 jours après avoir effectués des dépôts sur les parcelles.

Une étude de **Aumont & Gruner (1985)** a montré que le taux de développement des œufs en larves infestantes de stade L3 était cinq fois plus faible en saison sèche qu'en saison humide, l'irrigation en eau et la biomasse fourragère étant les deux facteurs les plus importants affectant le taux de développement des œufs en larves de stade L3 (**Berbigier et al, 1990 ; Gruner & Suryahadi, 1993**). En tenant compte du nombre d'œufs déposés par quadra, l'expérience présentant le rapport « intensité du pic max / nombre d'œufs estimé par quadra » le plus important s'est déroulé du 07 janvier jusqu'au 07 février (expérience 6). Celle présentant le

pic de L3 le moins important a eu lieu du 17 avril au 21 mai (expérience 2). Ces expériences se dérouleraient en théorie, en saison de sécheresse. Mais, comme énoncé précédemment, il n'est pas correct de se restreindre aux différentes saisons dans notre cas. Mais, même en résonnant à partir du nombre d'évènements de précipitations par expérience, il s'avère que ce sont les deux expériences pendant lesquelles les évènements de précipitations étaient les plus faibles.

En prenant en compte cette fois-ci les différentes strates, la **figure n°7** montre que le nombre de larves au stade L3 est plus important en début d'expérience au niveau de la **strate « herbes basses/fèces »** qu'au niveau de la **strate « herbes hautes »** pour toutes les expérimentations à l'exception de la n°6. Cela confirme bien le fait que l'éclosion des œufs et que les mues conduisant au stade infectieux ont lieu au niveau des fèces. Le cas de l'expérience n°6 pourrait s'expliquer par le fait qu'il a plu pendant tous les jours entre la date de dépôt sur parcelle et celle du premier prélèvement. Les précipitations ont par ailleurs augmenté de jour en jour pendant ce laps de temps. Ceci n'a été observée que pour l'expérience n°6 (**voir Annexe n°9**). En milieu tropical, l'émergence des L3 pouvant se faire en 4 jours, ce phénomène de précipitations croissantes a pu faciliter leur développement et leur déplacement de la strate **« herbes basses et fèces »** à celle d'**« herbes hautes »**. Cela expliquerait le nombre de L3 relativement plus important au niveau des herbages hauts.

Par la suite, on observe globalement que ce nombre larves en strate **« herbes basses et fèces »** au cours du temps, devient globalement inférieure à celui de la **strate « herbes hautes »** (pour les expériences 1,3 et 4). Aussi, les régressions linéaires simples effectuées sur l'évolution du nombre de L3 pour **les strates « herbes basses »** mettent en évidence une décroissance (avec des coefficients directeurs < 0) sauf pour l'expérience n°2 (**voir Tableau n°3**). Cette décroissance atteste principalement en début d'expérience un phénomène de migration des larves.

Cette migration peut s'effectuer des fèces vers les herbages. Ce phénomène est facilité par la rosée ou les précipitations. **Stromberg (1997)**, **Silangwa & Todd (1964)** et **Levine & Andersen (1973)** ont aussi montré que la température était un facteur non-négligeable dans le processus de migration. La migration tend à s'intensifier lorsque la température augmente. Or dans notre cas, les températures sont restées à peu près constantes durant les différentes expériences. Ici, le principal facteur semblant intervenir dans la migration est la pluie. En effet, il est constatable sur la **figure n°7** que lors des jours de fortes précipitations (ou quelque temps après), le nombre de larves de stades L3 dans la **strate « herbes hautes »** augmente postérieurement et devient plus important que le nombre de larves en **strate « herbes basses »** sauf pour les expériences n°2,

n°5. Également, avec le temps, les fèces deviennent un micro-habitat de moins en moins convenable/favorable aux larves de stades L3. Ces dernières s'assèchent, se désagrègent, se retrouvent recouvertes par des racines/rhizomes et des champignons (**voir Annexe n°10**). Un champignon a été particulièrement observé au sein des quadras (**voir Annexes n°10 et n°11**) lors de notre étude. Celui-ci semble appartenir au genre *Hemimycena*. Ce dernier n'est pas connu comme étant prédateur de nématodes (nématophages) mais des vérifications vis-à-vis de l'identification et de son statut sont à effectuer ultérieurement (le nombre d'espèces nématophages étant estimé à environ 110 espèces selon **Peloille (1981)**).

Le cas particulier de l'expérience n°5 s'expliquerait par le fait que les précipitations qui ont eu lieu lors de celle-ci ont été relativement très faibles (9,78 mm en moyenne avec un seul évènement bref de fortes précipitations). Ainsi, les larves n'auraient pas pu migrer en nombre dans les herbages et seraient restées au niveau des fèces où les conditions leur étaient propices. Dans le cas de l'expérience n°2, il est aussi observable que les précipitations au cours de celle-ci étaient relativement faibles (5,14 mm en moyenne avec un seul évènement bref de fortes précipitations). On peut aussi remarquer que le nombre de L3 en fin d'expérience au niveau de la **strate « herbes basses et fèces »** est supérieur à celle de la **strate « herbes hautes »**.

Cette décroissance observée au niveau des courbes de strate **« herbes basses/fèces »** est également retrouvée de manière globale au niveau des courbes de régression linéaire simple lorsqu'aucune distinction n'est réalisée entre les deux strates, sauf pour les expériences n°2 et n°4 (**voir Annexe n°5**). Cela traduit la perte des larves avec le temps. Cette perte peut être due à de la mortalité. En effet, la survie des larves de stade L3 est limitée en milieu tropical (**O'Connor et al, 2006 ; Aumont et Gruner, 1989 ; Aumont et al, 1991**) comparativement en milieu tempéré du fait du différentiel de température. S'adjoignant à cela, l'effet potentiel plus ou moins marqué des rayonnements UV en fonction de l'intensité (**Mahieu, 2014**).

Mais cette perte peut aussi refléter de la migration vers le compartiment sol, les larves se mouvant de manière complètement aléatoire selon plusieurs auteurs (**Silva et al, 2008 ; Van Dijk & Morgan, 2011 ; Santos, Silva & Amarante, 2012 ; Wang, Morrison & Morgan, 2014**).

Un modèle est par définition « faux », il ne sera jamais représentatif de la réalité dans son ensemble. Il question d'une tentative d'approche plus ou moins précise de celle-ci.

Deux catégories de modèles ont été présentées dans cette étude, à savoir : des modèles explicatifs et un modèle prédictif.

Les modèles explicatifs ont porté sur l'étude de la décroissance du nombre de larves de stade L3 au cours du temps au niveau de la strate « herbes basses & fèces », sur l'étude du temps nécessaire avant l'obtention du pic max de L3 après dépôt des fèces sur parcelle toutes les strates

confondues et sur l'intensité de ce pic max. Un certain nombre de variables environnementales et une biologique ont été considérées. Des modèles linéaires simples et multiples intégrant celles-ci ont été ensuite proposés, testés et comparés entre eux. La sélection de modèle a été effectuée à l'aide de deux descripteurs, à savoir le coefficient de détermination ajusté (R^2 ajusté) et le critère d'Akaike (AIC). Les différents modèles n'ayant pas le même nombre de variables explicatives, ces deux descripteurs permettent d'appliquer des pénalités permettant ainsi les comparaisons.

Les modèles testés étant linéaires simples ou multiples, la formule du AIC ne doit pas faire intervenir la fonction de vraisemblance. Ainsi, il est calculé à partir d'une formule faisant intervenir la somme des carrés des résidus (RSS : Residual Sum of Square).

Le R^2 ajusté est meilleur descriptif que le R^2 pour la comparaison de modèles. Le R^2 décrit la relation existante entre les données et un modèle ayant pour base une régression linéaire simple ou multiple. La robustesse du simple R^2 est très faible, en effet sa valeur augmente avec le nombre de paramètres considéré au sein des modèles. Ainsi, ce coefficient de détermination ne permet pas tel quel de confronter des modèles.

Parmi les modèles explicatifs portant sur l'étude de la décroissance du nombre de larves en strate « herbes basses & fèces », deux sont apparus comme étant les meilleurs selon les deux descripteurs utilisés, à savoir : **A8** et **A4**.

Le modèle A8 fait intervenir les variables « température maximale entre le jour de dépôt et premier jour de prélèvement » ainsi que le « nombre d'évènements de précipitations > 10 mm entre le jour de dépôt et le premier jour de prélèvement ». L'analyse de A8 (**voir Annexe n°12**) montre qu'uniquement la variable liée au nombre d'évènements de précipitations expliquait significativement ce modèle.

Le modèle A4 fait intervenir les variables « température moyenne entre le jour de dépôt et premier jour de prélèvement » et le « nombre d'évènements de précipitations > 10 mm entre le jour de dépôt et le premier jour de prélèvement ». L'analyse de A4 est similaire à celle de A8, la variable liée aux précipitations explique significativement le modèle (**voir Annexe n°12**). Cela pourrait s'interpréter par le fait que les précipitations jouent un rôle sur la décroissance du nombre de larves (leur survie et/ou leur migration). Toutefois, même si ces deux modèles apparaissent comme étant les meilleurs, il est à noter que les autres qui sont également proposés présentent des valeurs de R^2 ajusté proches de 1. Ceux-ci font intervenir d'autres variables dont la « somme des précipitations entre le jour de dépôt et premier jour de prélèvement » et le « maximum des précipitations entre le jour de dépôt et premier jour de prélèvement ». Les précipitations peuvent ainsi être considérées comme un facteur important ici.

Le modèle explicatif apparaissant comme meilleur pour l'étude du temps nécessaire avant l'obtention du pic de L3 toutes strates confondues a été le **B3**. Ce dernier fait intervenir les variables « température moyenne entre le jour de dépôt et le premier jour de prélèvement » et « somme des températures entre le jour de dépôt et le premier jour de prélèvement ». L'analyse de B3 a montré que ces deux variables contribuaient significativement à expliquer le modèle (**voir Annexe n°12**). Cela montrerait la contribution importante de ces dernières dans l'atteinte d'un optimum dans la population par quadra. Mais il est aussi à remarquer que la majorité des modèles proposée font intervenir des variables environnementales de la période comprise entre le jour de dépôt et celui du premier prélèvement. Cela notifie l'importance de cette période, qui correspond théoriquement à la période d'éclosion des œufs et de leurs développements. Aussi, un certain nombre de modèles fait intervenir le nombre d'œuf estimé par quadra. Cela pourrait être dû à un artefact. Il serait difficile de justifier ce point.

En ce qui concerne l'étude de l'intensité du pic de L3 toutes strates confondues au travers du rapport « intensité du pic max/nombre d'œufs estimé par quadra », aucun modèle significativement explicatif n'a pu être trouvé. Une autre approche serait donc nécessaire pour réaliser cette étude (l'utilisation d'autres variables ou d'autres méthodes).

Selon un principe de parcimonie découlant en partie du faible nombre de données par rapport au nombre de variables biologiques et environnementales considérées, des modèles linéaires multiples avec beaucoup de variables et/ou des interactions n'ont pas pu être mis en œuvre. Les données étaient trop peu nombreuses afin de pouvoir en effectuer.

Le modèle prédictif dynamique MATLAB® est défini à l'échelle des populations de larves de nématodes gastro-intestinaux *H. contortus*. Ce modèle est défini par un certain nombre de paramètres donnés. Un modèle avec beaucoup de paramètres peut être d'une part, très précis, mais d'autre part difficile à mettre en place. Certains paramètres peuvent être estimés à partir de la littérature mais d'autres nécessitent des expérimentations en grand nombre sur le terrain (diminution de la variabilité et augmentation de la précision) en raison des spécificités du matériel d'étude (exemple : différences entre espèces) et du cadre dans lequel celui-ci se trouve (exemple : différences entre environnements).

Dans notre cas, les paramètres sont estimés à partir d'un algorithme génétique. Les algorithmes génétiques sont des algorithmes d'optimisation reposant sur des fondements de la génétique et des mécanismes d'évolution. Ils permettent d'obtenir des solutions pour des problèmes ne présentant pas de solutions de manière rapide par méthode analytique ou algorithmique (**Radet & Souquet, 2004**). Ces algorithmes de résolution de problèmes d'optimisation présentent un certain nombre

de différences par rapport à ceux d'optimisation classique reposant sur la dérivation (**voir Annexe n°13**).

Les simulations du modèle en **figure n°8** présentent chacune des « pics maximaux » approximativement entre 14-21 jours après dépôt sur parcelle comme cité précédemment. Pour chacune d'entre elles, une période de 40 jours est tirée au hasard au cours de l'année considérée. Et, à partir des conditions des températures et des précipitations correspondant à cette période, le modèle simule l'évolution des larves de stades L3 au sein des deux strates « **herbes basses/fèces** = fèces » et « **herbes hautes** = pâturages ».

Toutefois, le modèle actuel ne prend pas en compte le compartiment « sol ». Lorsque les larves ne sont plus au niveau des fèces, il est considéré soit qu'elles ont migré vers la strate « pâturage = herbes hautes » ou qu'elles sont mortes. Or, il est connu que certaines larves peuvent migrer vers le sol avant de se rediriger par la suite vers les herbages (**Van Dijk & Morgan, 2011**).

Il serait intéressant aussi de considérer les variables microclimatiques. Les températures et humidités mesurées au niveau des fèces peuvent également avoir une incidence **O'Connor et al, (2008)** et **Wang et al, (2014)** ont signalé l'importance de ces dernières sur l'abondance des larves de stade L3.

Par ailleurs, le modèle pose de grosses hypothèses qui ne sont pas forcément vraies, à savoir : un taux d'éclosion constant, des taux de survie et de migration ne dépendant uniquement de manière respective à la température et aux précipitations.

Les six expériences ont été standardisées à la limite du possible dans le dessein d'amoinrir les variations : les différents prélèvements ont été effectués tôt le matin, les mêmes techniques d'extraction ont été utilisées, et les comptages des différentes larves ont été réalisés selon les mêmes modalités et le même équipement. Mais, il subsiste tout de même un biais « humain/ manipulateur ». Les six expériences ont été menées par des stagiaires différents. Le cadre idéal aurait été que la totalité des expérimentations soit menée par une seule et même personne. Il n'est pas à omettre également la possibilité que des petites erreurs de manipulations ont pu être faites.

Aussi, pour le moment, le nombre d'expériences menées n'apparaît pas comme important. Il serait pertinent de continuer à en réaliser un certain nombre afin de pallier la variabilité qui a pu s'introduire dans les données. Il faut aussi remarquer que les expériences qui ont été effectuées n'ont pas couvert la totalité d'une année. La période de « juillet-août-septembre-octobre » reste sans étude.

Conclusion

L'étude avait pour but dans un premier temps d'essayer de comprendre, de mettre en évidence les paramètres influençant l'évolution des populations de larves d'*H. contortus* sur parcelle en milieu tropical. Nous nous sommes intéressés à la vitesse des croissances des populations en herbes basses et fèces. Puis à l'intensité et au temps nécessaire pour atteindre le nombre maximal de parasites en parcelle. Plusieurs modèles explicatifs ont été proposés afin de préciser le cycle de vie du parasite. Il a été montré que parmi les facteurs influençant la dynamique de population des parasites, le nombre d'évènements de précipitations et les températures jouaient un rôle conséquent.

Dans un second temps, un modèle prédictif en cours d'élaboration a été présenté. L'élaboration d'un modèle de cycle de vie du parasite gastro-intestinal en pâturage *H. contortus* sous climat tropical permettrait de lutter efficacement contre celui-ci en limitant l'utilisation répétée et excessive d'antibiotiques, de traitements médicamenteux. Le modèle présenté doit être encore approfondi afin de pouvoir être utilisé en milieu tropical. Toutefois, il donne lieu à des prédictions qui coïncident avec les observations en parcelle *in natura*. Ce dernier mettait en évidence des pics de larves infectieuses L3 en parcelle aux alentours de la quatorzième journée après dépôt des fèces, associées à une augmentation à des évènements de précipitations les jours précédents. Cette prédiction permettrait aux producteurs, en zone tropicale, de minimiser l'infestation des animaux en optimisant par exemple les méthodes de pâturage tournant associées à des phases de fauche. Le cycle de vie du nématode parasite étant de plus en plus étudié, il devient alors possible de mettre en place des parcelles tournantes tenant compte du compromis -chargement en nématodes des animaux et ressources nutritionnelles disponibles pour les animaux-.

Bibliographie

Albers G. A. A., Gray G. D., Piper L. R., Barker J. S. F., Jambre L. F. L., & Barger I. A. (1987). The genetics of resistance and resilience to *Haemonchus contortus* infection in young merino sheep. *International Journal for Parasitology*, 17(7), 1355–1363. doi: 10.1016/0020-7519(87)90103-2.

Aumont G., & Chemineau P., (1997). Small ruminants from the tropics - Foreword. *Prod. Anim.* 10, 3.

Aumont G., Frauli D., Simon R., Pouillot R., Diaw S., & Mandonnet N. (1996). Comparison of methods for counting third stage larvae of gastrointestinal nematodes of small ruminants in tropical pastures. *Veterinary Parasitology*, 62(3–4), 307–315. doi: 10.1016/0304-4017(95)00868-3.

Aumont G., Gauthier D., Coulaud G., & Gruner L. (1991). Gastro-intestinal parasitism of cattle in native pasture grazing system in Guadeloupe (French West Indies). *Veterinary Parasitology*, 40(1–2), 29–46. doi: 10.1016/0304-4017(91)90081-6.

Aumont G., & Gruner L. (1989). Population evolution of the free-living stage of goat gastrointestinal nematodes on herbage under tropical conditions in guadeloupe (French West Indies). *International Journal for Parasitology*, 19(5), 539–546. doi: 10.1016/0020-7519(89)90084-2.

Berbigier P., Gruner L., Mambrini M., & Sophie S. A. (1990). Faecal water content and egg survival of goat gastro-intestinal strongyles under dry tropical conditions in Guadeloupe. *Parasitology Research*, 76(5), 379–385. doi: 10.1007/BF00933544.

Besier R. B., & Dunsmore J. D. (1993). The ecology of *Haemonchus contortus* in a winter rainfall climate in Australia: the survival of infective larvae on pasture. *Veterinary Parasitology*, 45(3–4), 293–306. doi: 10.1016/0304-4017(93)90083-Y.

Cheah T. S., & Rajamanickam C. (1997). Epidemiology of gastro-intestinal nematodes of sheep in wet tropical conditions in Malaysia. *Tropical Animal Health and Production*, 29(3), 165–173. doi: 10.1007/BF02633015.

Chemineau P., Cognié Y., Xandé A., Peroux F., Alexandre G., Lévy F., Shitalou E., Beche J. M., Sergent D., Camus E., Barre N. & Thimonier J. (1984). *Le "Cabrit créole" de Guadeloupe et ses caractéristiques zootechniques : monographie*. 37 (2) : 225-238. doi : 10.19182/remvt.8440.

Chiejina S. N., Behnke, J. M., & Fakae B. B. (2015). Haemonchotolerance in West African Dwarf goats: contribution to sustainable, anthelmintics-free helminth control in traditionally managed Nigerian dwarf goats. *Parasite*, 22, 7. doi: 10.1051/parasite/2015006.

Douch P. G. C., Windon R. G., Green R. S., Morris C. A., & Mcewan J. C. (1996). Phenotypic Markers for Selection of Nematode-resistant Sheep. *Pergamon*. 13. doi : 10.1016/S0020-7519(96)80062-2.

Fabiyi J. P. (1987). Production losses and control of helminths in ruminants of tropical regions. *International Journal for Parasitology*, 17(2), 435–442. doi: 10.1016/0020-7519(87)90119-6.

Gibbs H. C. (1986). Hypobiosis and the Periparturient Rise in Sheep. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, 2(2), 345–353. doi: 10.1016/S0749-0720(15)31244-5.

Grenfell B.T. (1992). Parasitism and the dynamics of ungulate grazing systems. *American Naturalist*, 139, 907–929.

- Gupta A., Dixit A. K., Dixit P., Mahajan C., & Shrivastava A. B. (2011). Incidence of gastro-intestinal parasites in wild ruminants around Jabalpur, India. *Journal of Threatened Taxa*, 3(11), 2226–2228. doi: 10.11609/JoTT.o2431.2226-8.
- Gruner L., & Suryahadi S., (1993). Irrigation, faecal water content and development rate of free-living stages of sheep trichostrongyles. *Veterinary Research, BioMed Central*, 24 (4), pp.327-334.
- Hoste H., Huby F., & Mallet S. (1997). Strongyloses gastro-intestinales des ruminants : conséquences physiopathologiques et mécanismes pathogéniques. *Point Vétérinaire*, 28 (sp.), 1835-1841. doi: 10.1051/vetres:2002038.
- Hsu C. K., & Levine N. D. (1977): Degree-day concept in development of infective larvae of *Haemonchus contortus* and *Trichostrongylus colubriformis* under constant and cyclic conditions. *American Journal of Veterinary Research*, 38: 1115–1119.
- Jasmer D. P., Wescott R. B., & Crane J. W. (2011). Survival of Third-stage Larvae of Washington Isolates of *Haemonchus contortus* and *Ostertagia circumcincta* Exposed to Cold Temperatures. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*. 54(1), 1987, pp. 48-52.
- Jehan M., & Gupta V. (1974.). The Effects of Temperature on the Survival and Development of the Free Living Stages of Twisted Wireworm *Haemonchus contortus* Rudolphi, 1803 of Sheep and other Ruminants. *Zeitschrift für Parasitenkunde*. 43, pp. 197–208.
- Koller M., & Stahel W. A. (2011). Sharpening Wald-type inference in robust regression for small samples. *Computational Statistics & Data Analysis*, 55(8), 2504–2515. doi: 10.1016/j.csda.2011.02.014.
- Laurenson Y. C. S. M., Bishop S. C., & Kyriazakis I. (2011). *In silico* exploration of the mechanisms that underlie parasite-induced anorexia in sheep. *British Journal of Nutrition*, 106(7), 1023–1039. doi: 10.1017/S0007114511001371.
- Leathwick D. M., Vlassoff A., & Barlow N. D. (1995). A model for nematodiasis in New Zealand lambs: The effect of drenching regime and grazing management on the development of anthelmintic resistance. *International Journal for Parasitology*, 25(12), 1479–1490. doi: 10.1016/0020-7519(95)00059-3.
- Learmount J., Taylor M. A., Smith G., & Morgan C. (2006). A computer model to simulate control of parasitic gastroenteritis in sheep on UK farms. *Veterinary Parasitology*, 142(3–4), 312–329. doi: 10.1016/j.vetpar.2006.07.012.
- Levine N. D., Andersen F. L., (1973). Development and survival of *Trichostrongylus colubriformis* on pasture. *Journal of Parasitology*, 59(1):147-65.
- Louie K., Vlassoff A., & Mackay A. (2005). Nematode parasites of sheep: extension of a simple model to include host variability. *Parasitology*, 130(4), 437–446. doi: 10.1017/S003118200400678X.
- Lumaret J.-P., & Errouissi F. (2002). Use of anthelmintics in herbivores and evaluation of risks for the non target fauna of pastures. *Veterinary Research*, 33(5), 547–562. doi: 10.1051/vetres:2002038.
- Mackinnon M. J., Meyer K., & Hetzel D. J. S. (1991). Genetic variation and covariation for growth, parasite resistance and heat tolerance in tropical cattle. *Livestock Production Science*, 27(2–3), 105–122. doi: 10.1016/0301-6226(91)90090-D.

- Maurice Mahieu (2014). Gestion du parasitisme gastro-intestinal des petits ruminants en zone tropicale humide. *Sciences agricoles*. Université de Lorraine, 2014. Français. NNT : 2014LORR0230ff.
- Mandonnet N., Aumont G., Fleury J., Gruner L., Bouix J., & Khang J. (1996). Genetic Variability in Resistance of Creole Goats to Natural Infection with Trichostrongylids in Guadeloupea. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 791(1), 421–431. doi: 10.1111/j.1749-6632.1996.tb53549.x.
- Molnár P. K., Kutz S. J., Hoar B. M., & Dobson A. P. (2013). Metabolic approaches to understanding climate change impacts on seasonal host-macroparasite dynamics. *Ecology Letters*, 16(1), 9–21. doi: 10.1111/ele.12022.
- Muñiz-Lagunes A., González-Garduño R., López-Arellano M. E., Ramírez-Valverde R., Ruíz-Flores A., García-Muñiz G., & Torres-Hernández G. (2015). Anthelmintic resistance in gastrointestinal nematodes from grazing beef cattle in Campeche State, Mexico. *Tropical Animal Health and Production*, 47(6), 1049–1054. doi: 10.1007/s11250-015-0826-3.
- O'Connor L. J., Walkden-Brown S. W., & Kahn L. P. (2006). Ecology of the free-living stages of major trichostrongylid parasites of sheep. *Veterinary Parasitology*, 142(1–2), 1–15. doi: 10.1016/j.vetpar.2006.08.035.
- Pandey V. S., Chaer A., & Dakkak A. (1989). Effect of temperature on development of the free-living stages of *Ostertagia circumcincta*. *Veterinary Parasitology*, 32(2–3), 193–197. doi: 10.1016/0304-4017(89)90120-9.
- Pelouille M. (1981). Les Hyphomycètes prédateurs de Nématodes : phénomène de prédation ; écologie ; utilisation en lutte biologique. *Agronomie*, 1(4), 331–337. doi: 10.1051/agro:19810411.
- Persson L. (2010). The Survival of Eggs and Infective Larvae of *Ostertagia ostertagi* and *Cooperia oncophora* in Solid Cattle Manure and Urine*. *Zentralblatt Für Veterinärmedizin Reihe B*, 21(9), 677–691. doi: 10.1111/j.1439-0450.1974.tb00544.x.
- Radet F. G., Souquet A., (2004). Algorithmes génétique. Disponible sur : souqueta.free.fr/Project/files/TE_AG.pdf
- Ramos F., Portella L. P., Rodrigues F. de S., Reginato C. Z., Pötter L., Cezar A. S., & Vogel F. S. F. (2016). Anthelmintic resistance in gastrointestinal nematodes of beef cattle in the state of Rio Grande do Sul, Brazil. *International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance*, 6(1), 93–101. doi: 10.1016/j.ijpddr.2016.02.002.
- Roberts M. G., & Heesterbeek J. A. P. (1995). The dynamics of nematode infections of farmed ruminants. *Parasitology*, 110(4), 493–502. doi: 10.1017/S0031182000064830.
- Rose H., Wang T., van Dijk J., & Morgan E. R. (2015). GLOWORM-FL: A simulation model of the effects of climate and climate change on the free-living stages of gastro-intestinal nematode parasites of ruminants. *Ecological Modelling*, 297, 232–245. doi: 10.1016/j.ecolmodel.2014.11.033.
- Rossanigo C. E., & Gruner L. (1995). Moisture and temperature requirements in faeces for the development of free-living stages of gastrointestinal nematodes of sheep, cattle and deer. *Journal of Helminthology*, 69(4), 357–362. doi: 10.1017/S0022149X00014954.

Rinaldi L., Hendrickx G., Cringoli G., Biggeri A., Ducheyne E., Catelan D., & Vercruysse J. (2015). Mapping and modelling helminth infections in ruminants in Europe: experience from GLOWORM. *Geospatial Health*, 9(2), 257. doi: 10.4081/gh.2015.347.

Rivera B., Parra D., García O., & Aycardi E. (1983). Gastro-intestinal parasites in calves in Colombia. *Tropical Animal Health and Production*, 15(2), 107–114. doi: 10.1007/BF02239806.

Rose H., Rinaldi L., Bosco A., Mavrot F., de Waal T., Skuce P., & Morgan E. R. (2015). Widespread anthelmintic resistance in European farmed ruminants: a systematic review. *Veterinary Record*, 176(21), 546–546. doi: 10.1136/vr.102982.

Santos M. C., Silva B. F., & Amarante A. F. T. (2012). Environmental factors influencing the transmission of *Haemonchus contortus*. *Veterinary Parasitology*, 188(3–4), 277–284. doi: 10.1016/j.vetpar.2012.03.056.

Simon R., (1994). Epidémiologie des strongyloses gastro-intestinales des caprins Créoles en Guadeloupe. *DEA Parasitologie*, 25 p.

Simon R., Aumont G., & Aprelon R., (1996). Variations in herbage density of third stage larvae of goats strongyle during dry season in Guadeloupe (F.W.I.). *Annals New York Academia Sciences* 791, 412-420.

Silangwa S. M., & Todd A. C. (1964). Vertical Migration of Trichostrongylid Larvae on Grasses. *The Journal of Parasitology*, 50(2), 278. doi: 10.2307/3276286.

Silva B. F., Amarante M. R. V., Kadri S. M., Carrijo-Mauad J. R., & Amarante A. F. T. (2008). Vertical migration of *Haemonchus contortus* third stage larvae on *Brachiaria decumbens* grass. *Veterinary Parasitology*, 158(1–2), 85–92. doi: 10.1016/j.vetpar.2008.08.009.

Stromberg B. E. (1997). Environmental factors influencing transmission. *Veterinary Parasitology*, 72(3–4), 247–264. doi: 10.1016/S0304-4017(97)00100-3.

Vagenas D., Bishop S. C., & Kyriazakis I. (2007). A model to account for the consequences of host nutrition on the outcome of gastrointestinal parasitism in sheep: logic and concepts. *Parasitology*, 134(9), 1263–1277. doi: 10.1017/S0031182007002570.

Van DIJK J., & Morgan E. R. (2011). The influence of water on the migration of infective trichostrongyloid larvae onto grass. *Parasitology*, 138(6), 780–788. doi: 10.1017/S0031182011000308.

Wang, T., van Wyk, J. A., Morrison, A., & Morgan, E. R. (2014). Moisture requirements for the migration of *Haemonchus contortus* third stage larvae out of faeces. *Veterinary Parasitology*, 204(3–4), 258–264. doi: 10.1016/j.vetpar.2014.05.014.

Zajac A. M. (2006). Gastrointestinal Nematodes of Small Ruminants: Life Cycle, Anthelmintics, and Diagnosis. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, 22(3), 529–541. doi: 10.1016/j.cvfa.2006.07.006.

Liste des Annexes

Annexe n°1 : Tableau extrait de la thèse de Maurice Mahieu (2014) « Gestion du parasitisme gastro-intestinal des petits ruminants en zone tropicale humide.

Annexe n°2 : Protocole « Coproscopie (technique de McMaster, selon Raynaud, 1970, modifiée par Aumont et al. 1997) ».

Annexe n°3 : Protocole détaillé d'extraction au Baerman.

Annexe n°4 : Feuille de comptage après extraction au Baerman.

Annexe n°5 : Évolution du nombre moyen de L3 *H. contortus* par quadra (toutes strates confondues) en fonction du temps pour les expériences 1 à 6.

Annexe n°6 : Tests de comparaison de moyennes – Précipitations & Températures –

Annexe n°7 : Graphique représentant les relations entre les coefficients directeur des régressions linéaires simples sur strates « herbes basses/fèces » et les différentes variables potentiellement explicatives considérées.

Annexe n°8 : Répertoire des dates d'expérimentations 1 à 6 + saisons.

Annexe n°9 : Précipitations enregistrées entre le jour de dépôt et le premier jour de prélèvement pour l'ensemble des expériences.

Annexe n°10 : Photographies de fèces (« strates herbes basses/ fèces ») 4 semaines après dépôt sur parcelle.

Annexe n°11 : Photographies de champignons retrouvés au niveau des parcelles. (Loupe binoculaire).

Annexe n°12 : Analyses des modèles sélectionnées.


Annexe n°13 : Tableau comparatif entre algorithme génétique et algorithme d'optimisation classique reposant sur la dérivation. (©MatWork).

Annexe n°1 : Tableau extrait de la thèse de Maurice Mahieu (2014) « Gestion du parasitisme gastro-intestinal des petits ruminants en zone tropicale humide.

Tableau 2 : exemples de nématodes parasites gastro-intestinaux des petits ruminants des zones tropicales et subtropicales.

Pays	<i>Haemonchus</i> sp.	<i>Trichostrongylus</i> sp.	<i>Oesophagostomum</i> sp.	<i>Cooperia</i> sp.	<i>Teladorsagia (Ostertagia)</i> sp.	<i>Chabertia</i> sp.	<i>Trichuris</i> sp.	<i>Bunostomum</i> sp.	Autres	Références
Brésil (Maranhão)	X	X	X	X					X	(Brito <i>et al.</i> , 2009)
Brésil (Nordeste)	X	X	X	X			X		X	(Silva <i>et al.</i> , 1998)
Cuba	X	X	X							(Arece Garcia <i>et al.</i> , 2007)
Guadeloupe	X	X	X				X		X	(Aumont <i>et al.</i> , 1997)
Martinique	X	X	X	X						(Giudici <i>et al.</i> , 1999)
Mexique (Tabasco)	X		X	X			X	X		(Garduno <i>et al.</i> , 2011)
Venezuela	X	X	X	X			X	X	X	(Pino <i>et al.</i> , 1988)
USA (Géorgie)	X	X	X	X	X				X	(Anderson et Roberson, 1996)
USA (Louisiane)	X	X								(Miller <i>et al.</i> , 1998)
Afrique du Sud	X	X	X		X					(Horak et Louw, 1977)
Burkina Faso	X	X	X				X		X	(Zinsstag <i>et al.</i> , 1998)
Burkina Faso	X	X	X	X			X	X	X	(Ouattara et Dorchie, 2001)
Cameroun	X	X	X						X	(Tchoumboue <i>et al.</i> , 2000)
Côte d'Ivoire	X	X	X	X			X	X	X	(Komoïn-Oka <i>et al.</i> , 1999)
Éthiopie	X	X	X		X	X	X			(Njau <i>et al.</i> , 1990)
Éthiopie	X	X	X				X		X	(Tembely <i>et al.</i> , 1997)
Gambie	X	X	X				X		X	(Zinsstag <i>et al.</i> , 1998)
Kenya	X	X		X					X	(Ng'ang'a <i>et al.</i> , 2004)
Maroc	X	X	X		X	X	X			(Berrag <i>et al.</i> , 1995)
Nigéria	X	X	X							(Akerejola <i>et al.</i> , 1979)
Ouganda	X	X	X	X			X	X	X	(Magona et Musisi, 1999)
Sénégal	X	X	X				X		X	(Zinsstag <i>et al.</i> , 1998)
Tanzanie (nord)	X	X	X				X			(Njau, 1987)
Togo	X	X	X	X			X		X	(Bonfoh <i>et al.</i> , 1995)
Togo	X	X	X				X		X	(Zinsstag <i>et al.</i> , 1998)
Zambie	X		X				X		X	(Shamsul, 1988)
Inde (Assam)	X	X					X	X	X	(Talukdar, 1996)
Inde (Karnataka)	X	X	X	X					X	(Dhanalakshmi <i>et al.</i> , 2001)
Inde (Kashmir)	X	X	X		X	X	X	X	X	(Tariq <i>et al.</i> , 2010)
Inde (Mathura)	X								X	(Sharma <i>et al.</i> , 2009)
Inde (Sikkim)	X	X	X					X	X	(Rahman <i>et al.</i> , 2012)
Inde (Uttar Pradesh)	X		X				X	X		(Ahmad et Ansari, 1987)
Inde (West Bengal)	X		X				X		X	(Saha <i>et al.</i> , 1996)
Malaisie	X	X								(Cheah et Rajamanickam, 1997)
Malaisie	X	X								(Tan <i>et al.</i> , 2014)
Pakistan (Balûchistân)	X	X			X		X		X	(Kakar <i>et al.</i> , 2013)
Thaïlande	X								X	(Saithanoo, 1996)
Australie	X	X	X	X	X	X		X	X	(Roeber <i>et al.</i> , 2013)

Annexe n°2 : Protocole « Coproscopie (technique de McMaster, selon Raynaud, 1970, modifiée par Aumont et al. 1997)

 Centre Antilles-Guyane	Unité : Unité de Recherches Zootechniques Service/équipe : Laboratoire Analyses/ Cellule parasitologie Nature du document : MODE OPERATOIRE	
COPROSCOPIE. (Technique de McMaster, selon Raynaud, 1970 modifiée par Aumont et al. 1997)		
Rédigé par : Erika VERDOL VIN / Barbara BAYA	Code : MO-PAR-001	Nombre de pages : 5
Revu par : Maurice MAHIEU	N° Version : 4	
Validé par : responsable AQ Nathalie MANDONNET	Emis le : 19/04/04	
Destinataires : tt agent laboratoire	Modifiée le : 21/07/15	

1. Objet et domaine d'application

Le nombre d'œufs par gramme de matières fécales (ou OPG) est obtenu grâce à la technique de coproscopie. Cette mesure permet de suivre l'excrétion d'œufs pendant la période de ponte, qui dans le cas du nématode *Haemonchus contortus*, débute généralement entre 17 et 21 jours après l'infestation.

2. Documents de référence

- RAYNAUD, J. P. 1970. Étude de l'efficacité d'une technique de coproscopie quantitative pour le diagnostic de routine et le contrôle des infestations parasitaires des bovins, ovins, équins et porcins. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 45(3): 321-342
- AUMONT, G., POUILLOT, R., MANDONNET, N. et NZOBADILA, G. 1997. Méthodologie de la coproscopie quantitative chez les petits ruminants infestés par les strongles gastro-intestinaux, Résultats 1995 et 1996. Rapport Annuel 1996. Action Thématique programmée 72/94.

3. Liste de diffusion et si nécessaire niveau de confidentialité

Tout agent de laboratoire, stagiaires, techniciens, etc.

4. Hygiène et sécurité

Utiliser des gants d'exploration rectale. Utiliser des gants lors des manipulations en laboratoire.

5. Principe de la méthode

Cette méthode suit le principe de la technique de flottation selon laquelle les fèces sont diluées dans un liquide dense de telle sorte que sous l'action de la pesanteur ou d'une centrifugation les éléments parasitaires montent à la surface du liquide où l'on peut les recueillir.

Pour récupérer les œufs de parasites, 2 procédés peuvent être employés selon la rapidité souhaitée pour traiter les fèces. Le procédé A avec lequel les fèces sont délitées par agitation mécanique ou le procédé B avec lequel les fèces sont broyées.

6. Matériels nécessaires

- Tubes Falcon® coniques de 50 mL
- Balance analytique (précision 0,01g)

- Réfrigérateur
- Bêchers
- Barreaux magnétiques
- Agitateurs magnétiques
- Lames de McMaster
- Centrifugeuse Thermo Scientific Sorvall ST 40R
- Pipette en verre
- Microscope
- Compteur mécanique
- Agitateur alternatif "Ping Pong"
- Agitateur "Vortex"
- Boîtes de Pétri
- Tamis
- Broyeur de type broyeur à café

7. Réactifs (chimiques et biologiques)

- Solution de NaCl saturée (d = 1,21)

8. Contraintes de la méthode

Conservation des échantillons dans de l'eau à 4°C si l'examen ne s'effectue pas immédiatement afin d'éviter le développement des œufs en larves.

9. Contenu du mode opératoire

-Prélever les fèces au rectum en utilisant ou non un laxatif pour stimuler le réflexe de défécation et les déposer dans des tubes coniques soigneusement identifiés (numéro de l'animal, date...). A leur réception, ranger les tubes Falcon 50 ml selon l'ordre de la fiche de saisie et numéroter le bouchon de chaque tube par séries de 1 à 24.

-Si nécessaire, laver tous les échantillons de fèces pour en éliminer le laxatif,

Puis poursuivre par le traitement des fèces selon le procédé choisi soit « Agitation » soit « Broyeur ».

Procédé A « Agitation »

-Peser "environ exactement" 4g de fèces par échantillon sur la balance asservie Mettler (voir mode opératoire) et récupérer l'excédent de fèces pour coproculture ultérieure (pooler les échantillons par lot).

-Enregistrer la pesée sur l'ordinateur en cliquant sur « Lecture » (voir mode opératoire Balance asservie Mettler).

-Après avoir pesé tous les échantillons, ajouter dans chaque tube Falcon environ 30ml d'eau courante et refermer soigneusement les tubes.

-Placer les tubes sur l'agitateur "Ping Pong" dans la chambre froide durant 24h environ afin d'obtenir le délitement des fèces.

Procédé B « Broyeur »

- Mettre la totalité (si uniquement coproscopie demandée) des fèces du tube Falcon de l'échantillon dans le broyeur et broyer quelques secondes.

-Puis peser "environ exactement" 4g de fèces broyées sur la balance asservie Mettler (voir mode opératoire), dans le tube Falcon de départ-Enregistrer la pesée sur l'ordinateur en cliquant sur « Lecture » (voir mode opératoire Balance asservie Mettler)

-Nettoyer soigneusement le broyeur entre chaque échantillon

-Après avoir pesé tous les échantillons, ajouter dans chaque tube Falcon environ 30ml d'eau courante et refermer soigneusement les tubes. Agiter manuellement, stocker à +4°C si la suite des opérations ne peut être réalisée immédiatement.

A partir de cette étape poursuivre de la même façon pour tous les échantillons

*Outil
1/10
1g/0.001g
noir.*
-Centrifuger les échantillons à 2800 tours/min pendant 15 minutes à 4°C (programme 1). Bien équilibrer la charge des 4 portoirs dans la centrifugeuse.

-Après centrifugation, éliminer le surnageant (eau).

-Pomper 35ml de solution NaCl saturée (d : 1,21) à la zippette. En mettre environ 5ml dans le tube et triturer avec une spatule afin de bien homogénéiser. Ajouter le reliquat des 35ml avant de retirer la spatule. Elle doit ressortir sans particules adhérentes. Rincer la spatule après chaque échantillon sous un filet d'eau.

-Homogénéiser à l'aide du vortex (ou en agitant vigoureusement à la main) et placer le tube dans le portoir de centrifugation.

Centrifuger à nouveau à 2800 tours/min pendant 15 minutes à 4°C (programme 1).

-Placer sur le plan de travail 24 béchers numérotés de 1 à 24 et mettre dans le fond de chacun un barreau aimanté (4 rangées de 6).

-Verser le surnageant (suspension d'œufs dans la solution salée) du tube Falcon 1 dans le bécher 1 en le tamisant (passoire "à thé") et placer le bouchon de ce même tube devant le bécher 1 afin de permettre les vérifications ultérieures.

-Homogénéiser à l'aide de l'agitateur magnétique.

-A l'aide d'une pipette, prélever sous agitation une petite quantité d'échantillon et la placer sur le premier réseau de la lame de Mc Master 1 en évitant la formation de bulles.

-Prendre une deuxième quantité d'échantillon (différente de la première) et la placer sur le deuxième réseau de la lame de Mc Master 1.

-Réaliser la lecture à l'aide du microscope (grossissement 10×4 ou 10×10).

Compter les œufs sur les 2 réseaux de la lame Mc Master à l'aide du compteur manuel. Si 1 réseau contient plus de 100 œufs, multiplier par 2 ; si une bande contient plus de 100 œufs multiplier par 12 ; si x bandes contiennent ensemble plus de 100 œufs multiplier par 12/x. Si le réseau ne contient pas d'œuf, lire sur les 2 cellules entières (volume lu 1 ml au lieu de 0.3 ml).

-Reporter les résultats sur la fiche de saisie (indiquer l'opération effectuée en cas de multiplication de la valeur lue ou de lecture sur les cellules entières).

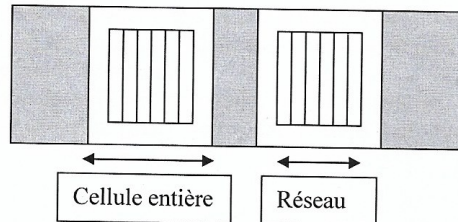
-Nettoyer et ranger le matériel. Remplir le cahier de labo et éteindre microscope et centrifugeuse.

La lame de McMaster comporte 2 cellules, d'un volume de 0,5 ml chacune.

$$\text{Volume lu (2 cellules)} = 2 \times 0,5 \text{ ml} = 1 \text{ ml.}$$

Dans chaque cellule se trouve un réseau correspondant à un volume de 0,15 ml.

$$\text{Volume lu (2 réseaux)} = 2 \times 0,15 \text{ ml} = 0,3 \text{ ml.}$$



✚ Si le comptage est réalisé sur les 2 réseaux de la lame, le nombre d'œufs par gramme de fèces (OPG) est déterminé par la formule suivante :

$$\text{OPG} = \frac{(n \div V_1) \times (V_2 + [P \div d])}{P} \quad \text{Sachant que } d = \frac{m}{V} \approx 1 \text{ où } m : \text{masse (g) et } V : \text{volume (ml) des fèces}$$
$$\Rightarrow \text{OPG} = \frac{(n \div 0,3) \times (35 + P)}{P}$$

Où n : nombre d'œufs lus
V₁ : volume total lu (ml)
V₂ : volume de NaCl rajouté (ml)
P : poids des fèces utilité (g)
d : densité des fèces approximée à 1

✚ Si le comptage est réalisé sur le volume total des 2 cellules, le nombre d'œufs est alors déterminé par la formule suivante :

$$\text{OPG} = \frac{(n \div 1) \times (35 + P)}{P}$$

Rq : arrondir l'OPG à l'unité

Annexe n°3 : Tableau n°4 : Variables pouvant potentiellement influencer l'évolution du nombre de I3 par quadra.

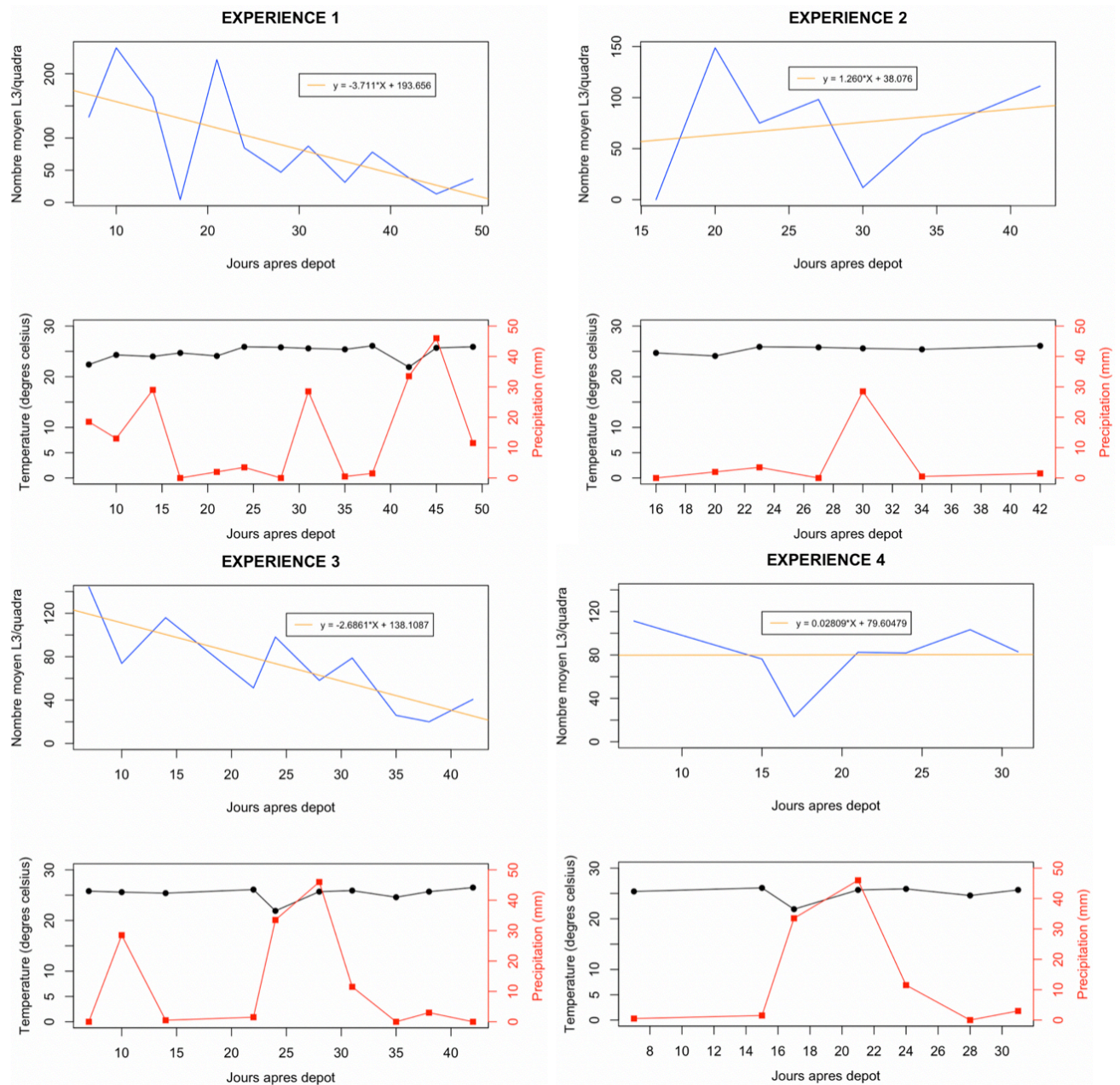
Les variables ont été déterminées pour chacune des expériences

Expérience n° ...	Entre jour de dépôt et 1 jour de prélèvement						Entre le premier et le dernier jour de prélèvement										
	Moyenne des températures	Moyenne des précipitations	sumT-d-1	sumP-d-1	Température maximale	Précipitations maximales	Nombre d'événements de précipitations	Nombre d'événements de précipitations supérieures à 10 mm	Moyenne des températures	Moyenne des précipitations	sumT	sumP	Température maximale	Précipitations maximales	Nombre d'événements de précipitations	Nombre d'événements de précipitations supérieures à 10 mm	Nombre d'œufs/quadra (estimé)
Annotations	meanT-d-1	meanP-d-1	sumT-d-1	sumP-d-1	maxT.d.1	maxP.d.1	mm.0.d.1	mm.10.d.1	meanT	meanP	sumT	sumP	maxT	maxP	mm.0	mm.10	X.ufs
1	23.525	4.125	188.2	33	24.5	18.5	6	1	24.832	10.143	1142.3	466.5	26.2	55.5	37	15	24511
2	24.058	6.441	409	109.5	25.3	31	12	4	25.247	4.263	479.7	81	26.2	28.5	14	2	55836
3	25.25	1.625	202	13	25.9	4	5	0	25.261	11.263	909.4	405.5	26.5	55.5	26	13	31050
4	25.537	7.062	204.3	56.5	26.2	28.5	6	2	25.024	13.08	625.6	327	26.2	55.5	20	10	30780
5	24.95	9.375	199.6	75	26.2	54.5	2	2	24.495	7.84	538.9	172.5	26.5	36	17	6	14081
6	23.49	7.25	187.9	58	24.4	17	8	2	3.07	23.24	557.7	70.5	25.1	17	15	4	21420

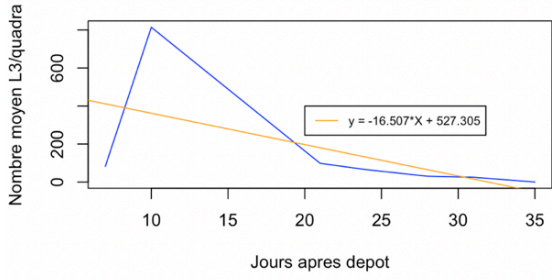
Annexe n°5 : Évolution du nombre moyen de L3 *H. contortus* par quadra (toutes strates confondues) en fonction du temps pour les expériences 1 à 6.

Une régression linéaire simple a été réalisée pour chaque expérience. La température et les précipitations sont également représentées.

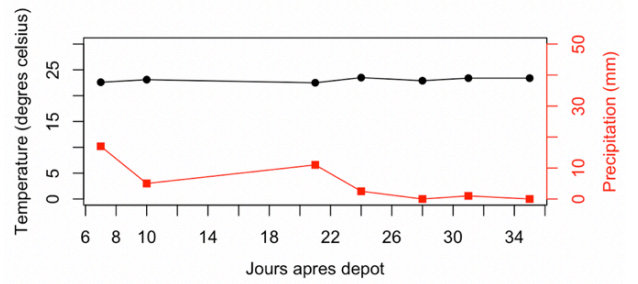
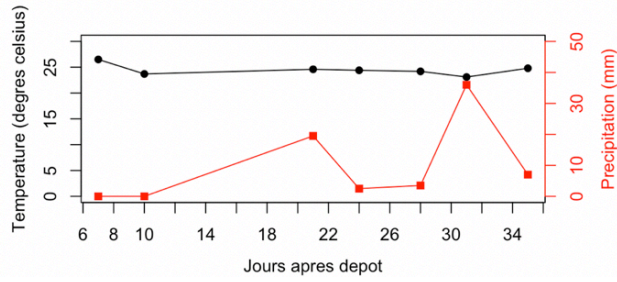
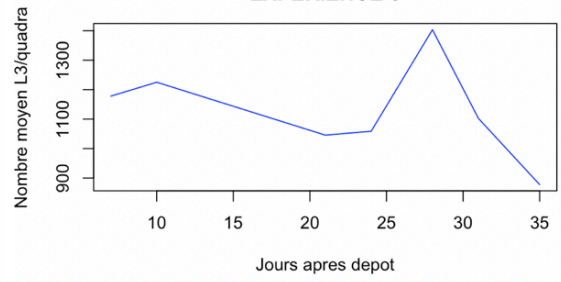
Figures réalisées sur Rstudio®



EXPERIENCE 5



EXPERIENCE 6



Annexe n°6 : Tests de comparaison de moyennes – Précipitations & Températures –

```
##### boxplot precipitations + TEST compaiaon de moyennes
boxplot(pluie~exp, xlab="Numero Experience",ylab="Precipitation (mm)", main="Precipitations en fonction des 6 experiences")

?aggregate
aggregate(pluie~exp,data=Moy,mean)

#anova comparaison de moyenne des pr??cipitations

shapiro.test(Moy$pluie)
#H0 : la variable mm suit une loi normale
#H1 : la variable ne suit pas une loi normale
#ici pvalue <<5% on rejette H0 au risque de 5%

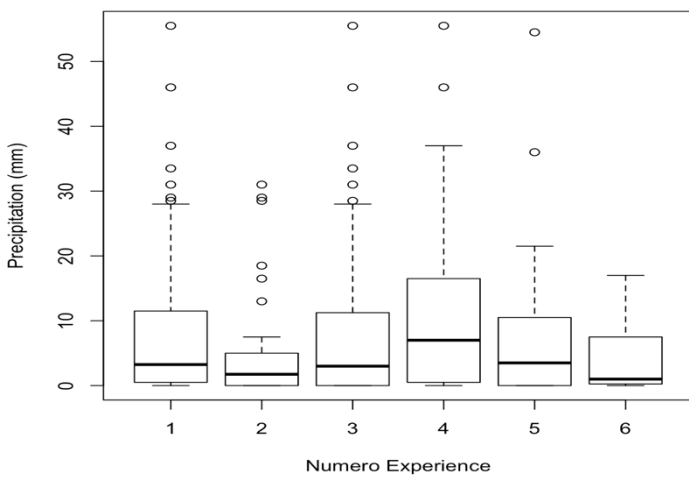
qqnorm(Moy$pluie)
qqline(Moy$pluie)
#Confirmation graphique de la non-normalite des donnees
##(les points ne sont pas align??es)

### CA ANOVA : normalite des donnees + homoscedasticite? NON RESPECT DES CA
#ano<-aov(mm~Pluie)
#summary(ano)

### D'Ou test kruskal wallis
#H0 : pas de difference
#H1 : difference

kruskal.test(pluie~exp,data=Moy)
#ici un pvalue de 0.4067 > alpha =5%, on ne peut pas rejeter H0 au rique de 5%, donc pas de diff
length(pluie)
```

Precipitations en fonction des 6 experiences

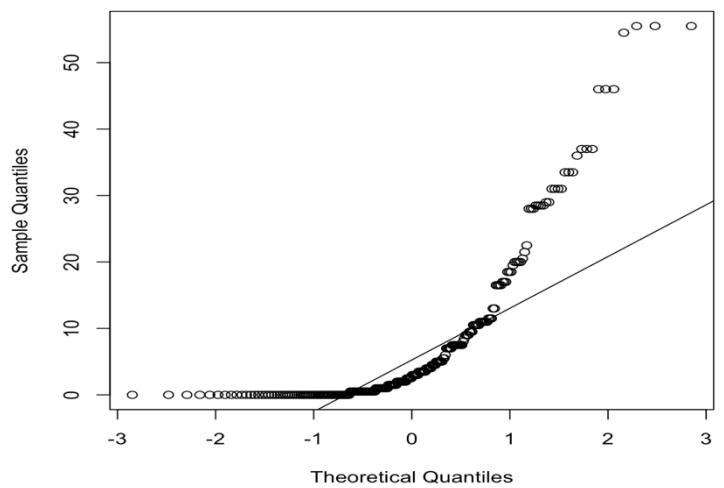


```
> kruskal.test(pluie~exp,data=Moy)
```

Kruskal-Wallis rank sum test

```
data: pluie by exp
Kruskal-Wallis chi-squared = 5.0759, df = 5, p-value = 0.4067
```

Normal Q-Q Plot



```
##### boxplot temperatures + TEST comparaion de moyennes
boxplot(temp~exp, xlab="Numero Experience",ylab="Temperature (degres celcius)", main="Temperature en fonction des 6 experiences")

aggregate(temp~exp,data=Moy,mean)

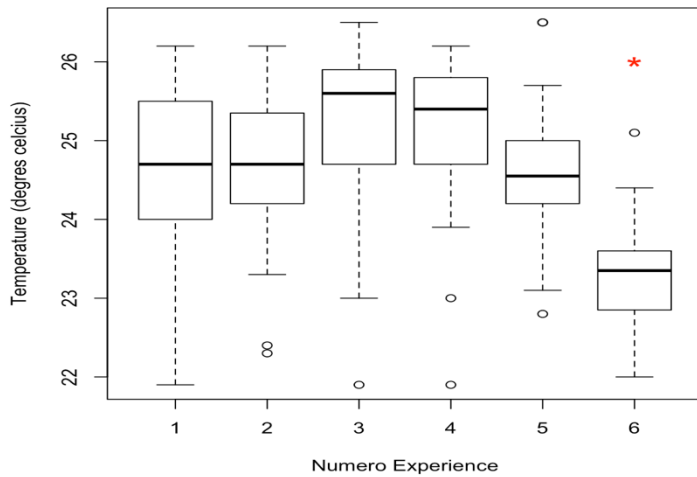
shapiro.test(Moy$temp)
#H0 : la variable mm suit une loi normale
#H1 : la variable ne suit pas une loi normale
#ici pvalue <<5% on rejette H0 au risque de 5%

qqnorm(Moy$temp)
qqline(Moy$temp)

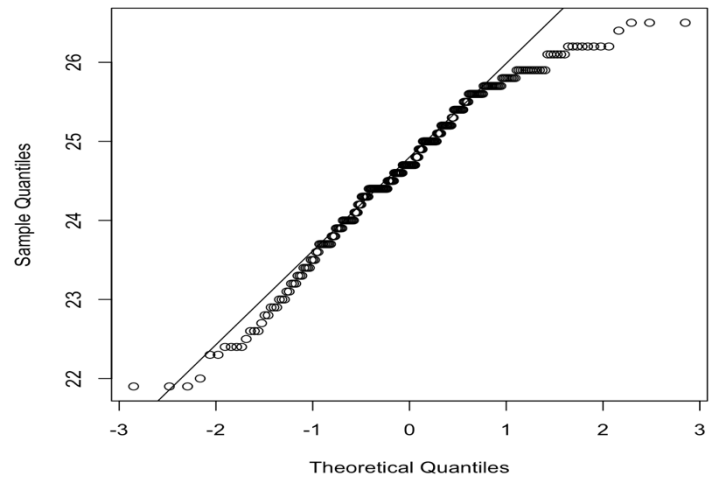
### D'Ou test kruskal wallis
#H0 : pas de difference
#H1 : difference
anova(a)

kruskal.test(temp~exp,data=Moy)
#ici un pvalue de 5.758e-14 > alpha =5%, on rejette H0 au riqe de 5% donc Test significatif, au moins une des trois
#médianes est différente des deux autres (ou bien elles sont toutes différentes les unes des autres).
pairwise.wilcox.test(temp,exp, p.adjust.method = "bonferroni")
```

Temperature en fonction des 6 experiences



Normal Q-Q Plot



```
> kruskal.test(temp~exp,data=Moy)
```

Kruskal-Wallis rank sum test

```
data: temp by exp
Kruskal-Wallis chi-squared = 71.203, df = 5, p-value = 5.758e-14
```

```
> pairwise.wilcox.test(temp,exp, p.adjust.method = "bonferroni")
```

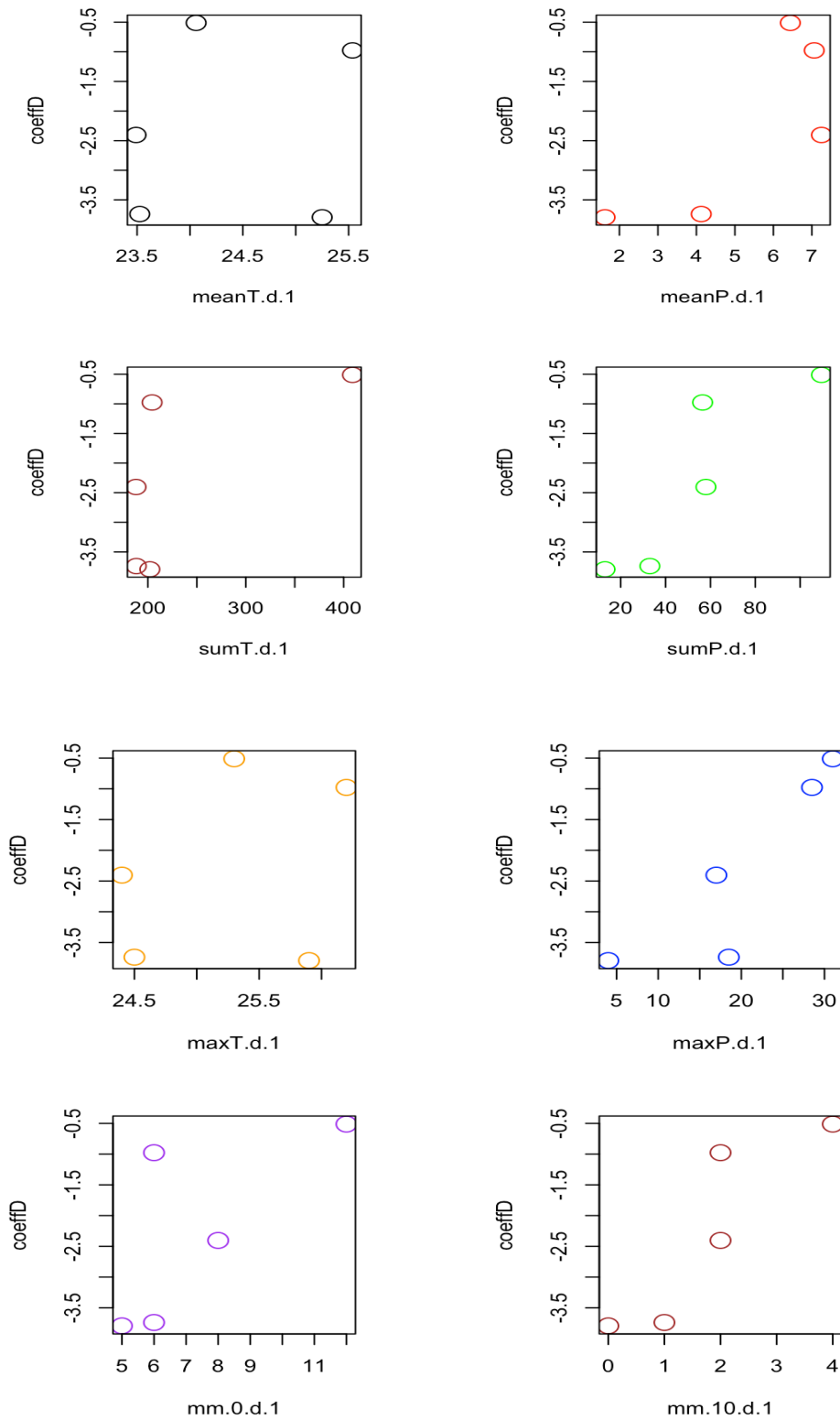
Pairwise comparisons using Wilcoxon rank sum test

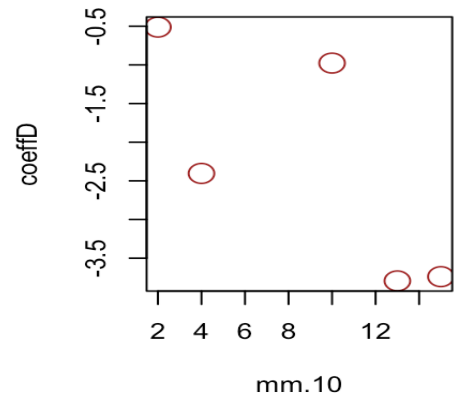
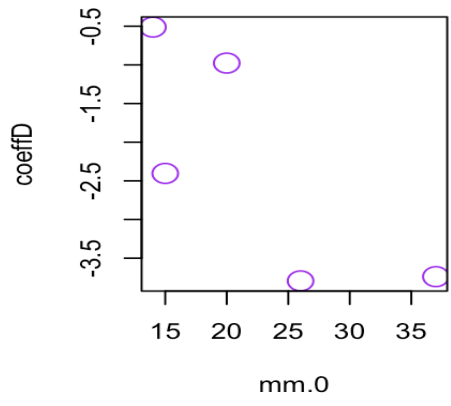
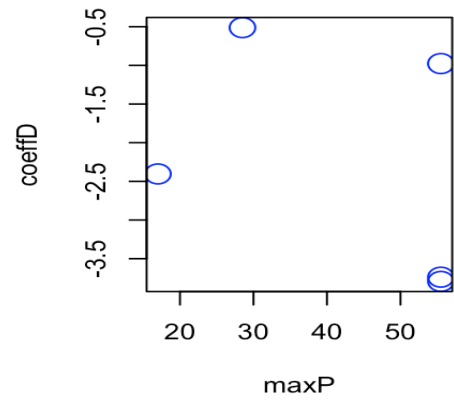
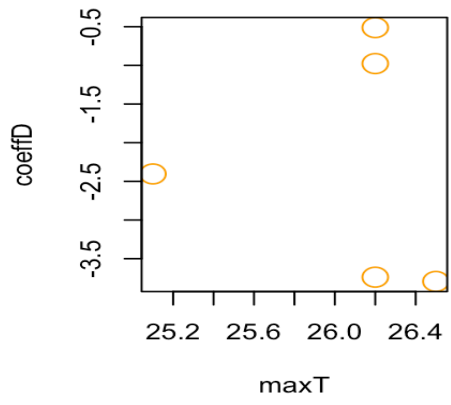
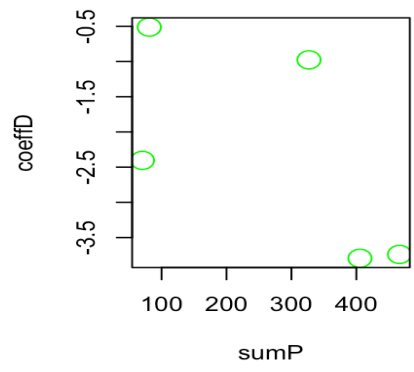
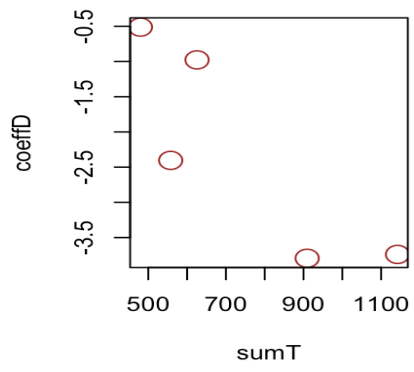
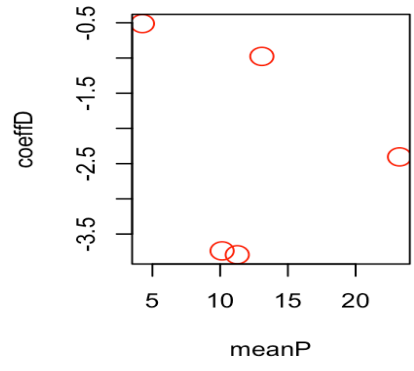
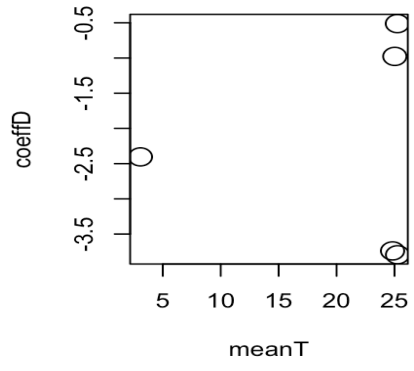
```
data: temp and exp
```

	1	2	3	4	5
1					
2	1.000				
3	0.014	0.041			
4	0.160	0.259	1.000		
5	1.000	1.000	0.010	0.055	
6	2.6e-07	5.3e-07	7.3e-10	3.5e-08	8.9e-07

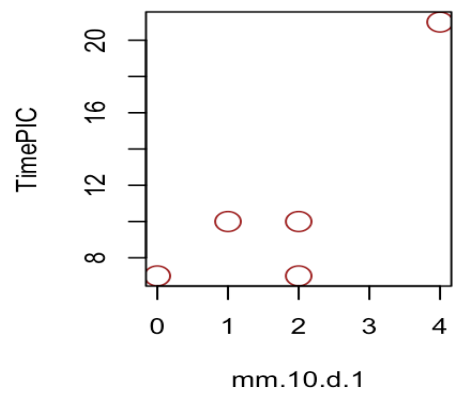
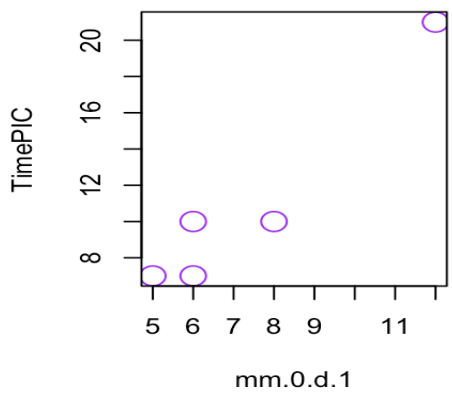
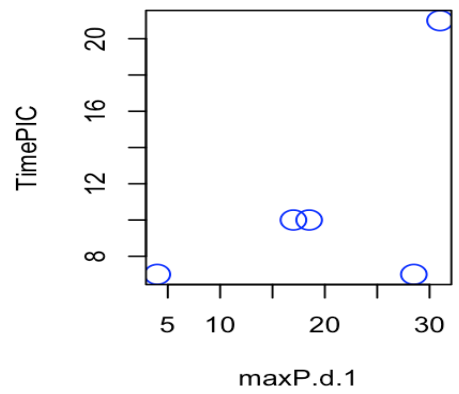
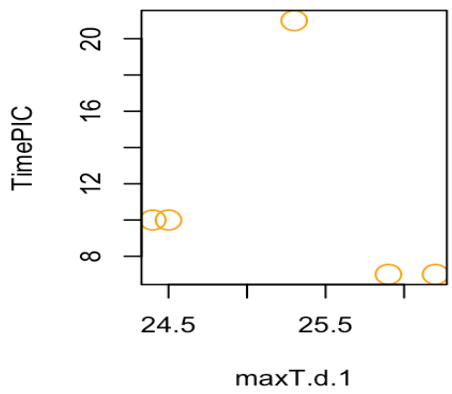
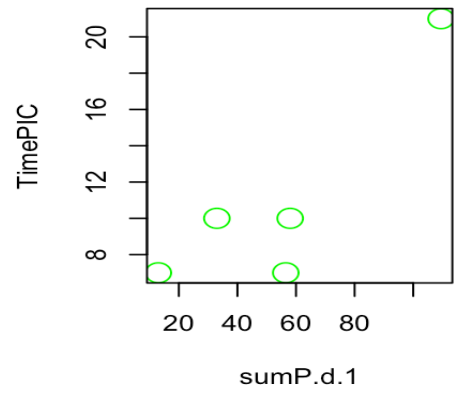
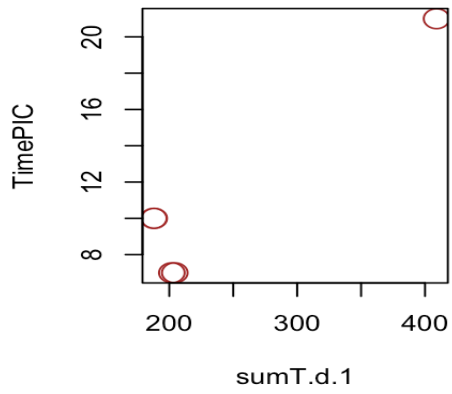
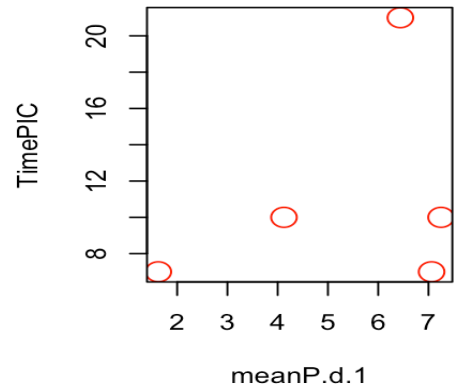
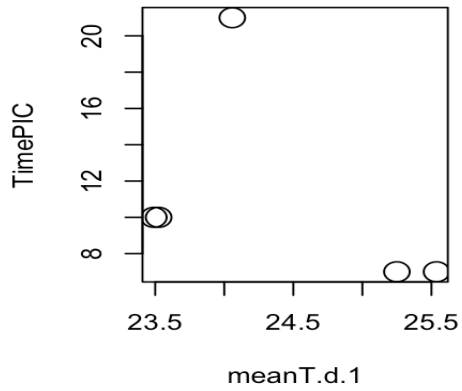
Annexe n°7 : Graphiques représentant les relations entre les variables d'intérêt et les différentes variables potentiellement explicatives considérées.

- **Coefficient directeur de la droite de régression linéaire simple en strate « herbes basses & fèces »**

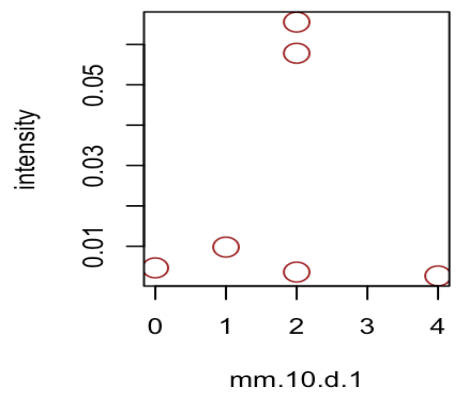
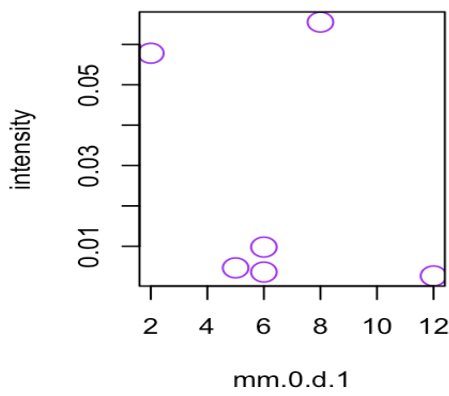
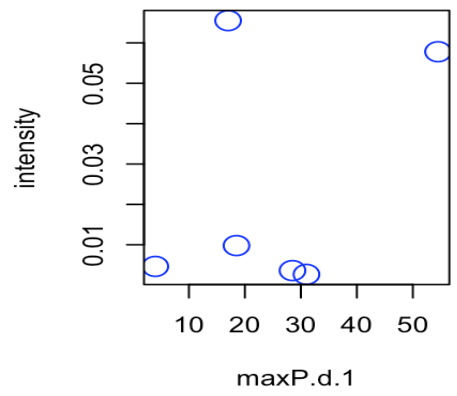
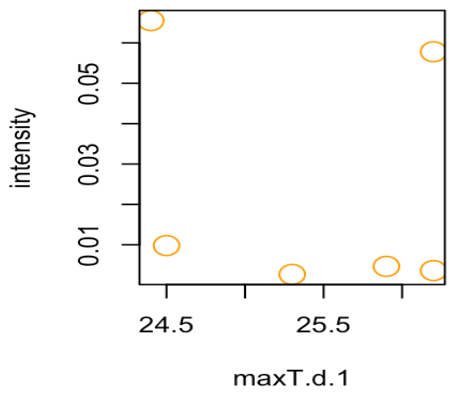
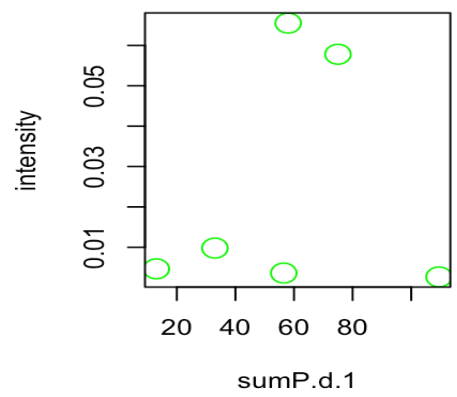
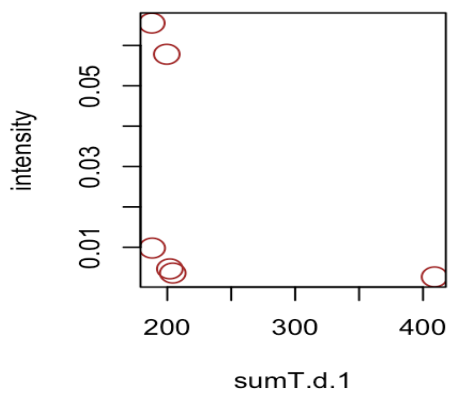
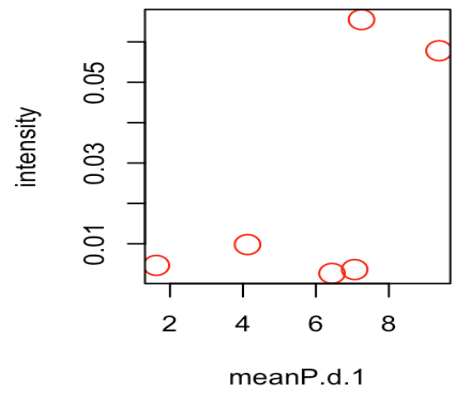
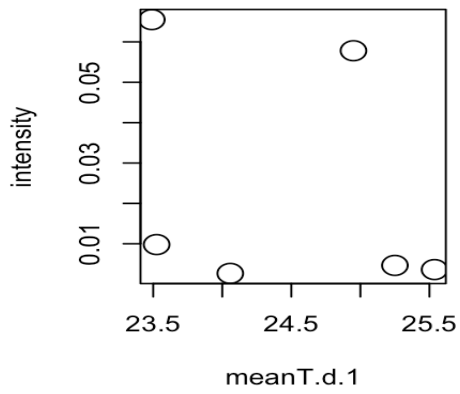


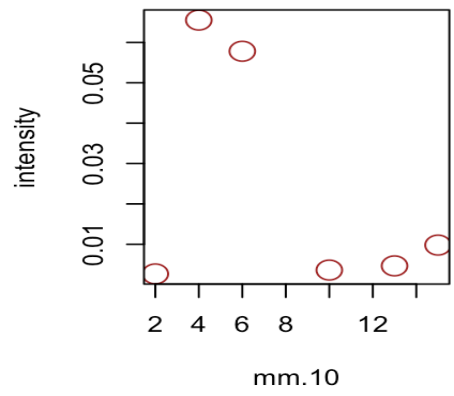
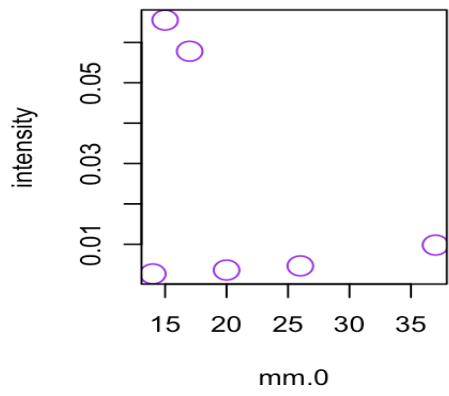
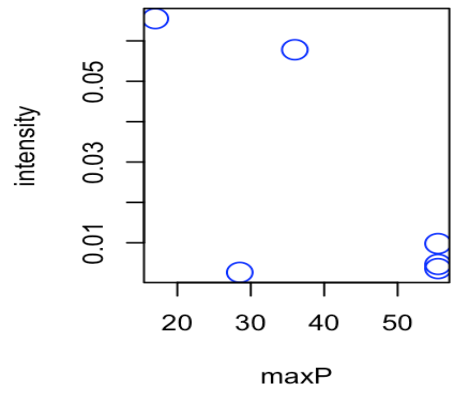
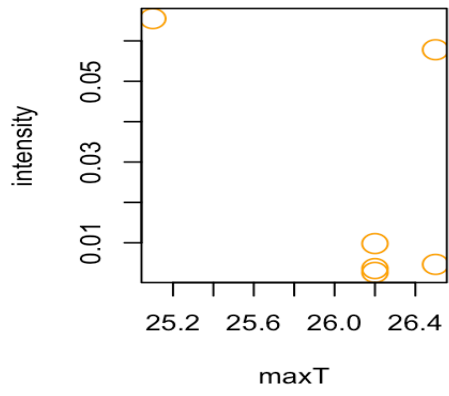
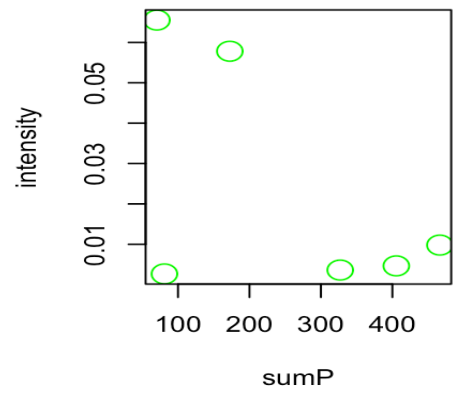
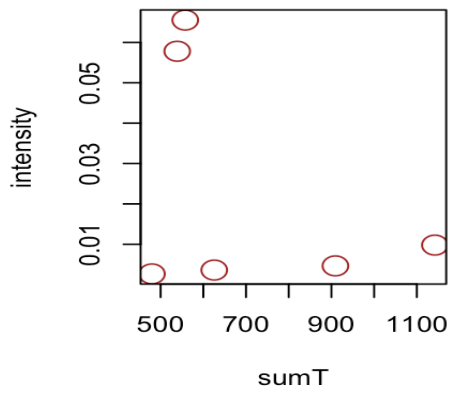
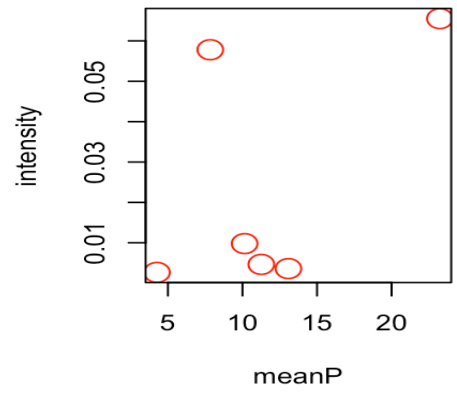
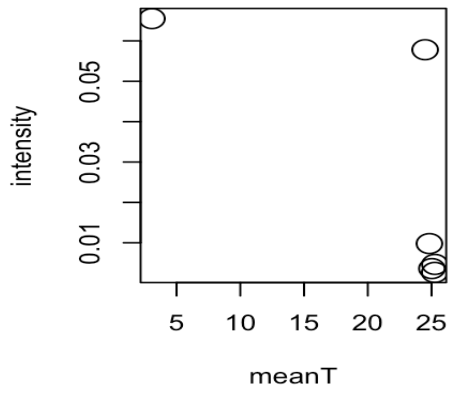


- Temps avant d'atteindre le pic max de L3 toutes les strates confondues



- Intensité du pic max de L3 toutes les strates confondues

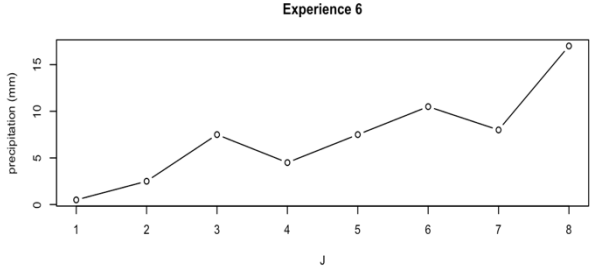
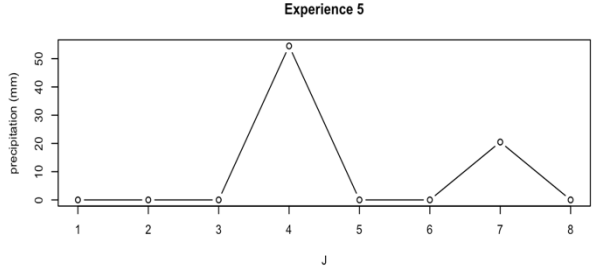
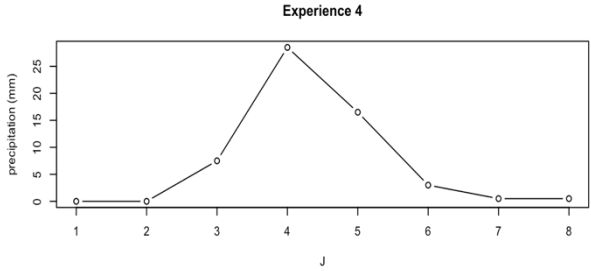
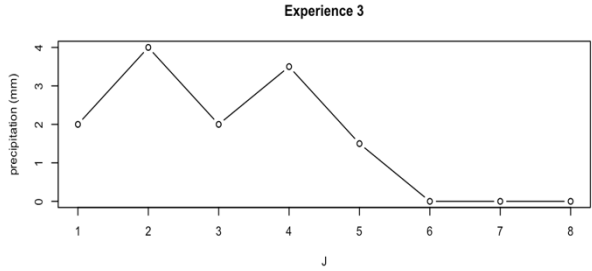
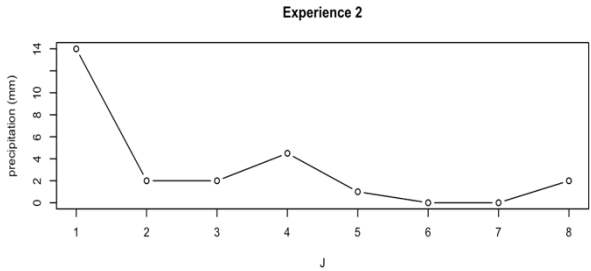
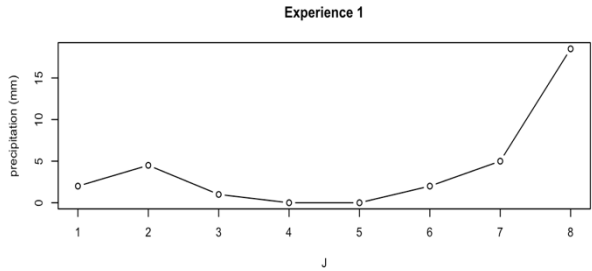




Annexe n°8 : Répertoire des dates d'expérimentations 1 à 6 + saisons.

2019									2020	
avril	mai	juin	juillet	août	septembre	octobre	novembre	decembre	janvier	fevrier
EXPERIENCE 1										
EXPERIENCE 2										
EXPERIENCE 3										
EXPERIENCE 4										
							EXPERIENCE 5			
									EXPERIENCE 6	
carème "sécheresse"		transition	chaud et humide			transition	carème sècheresse			

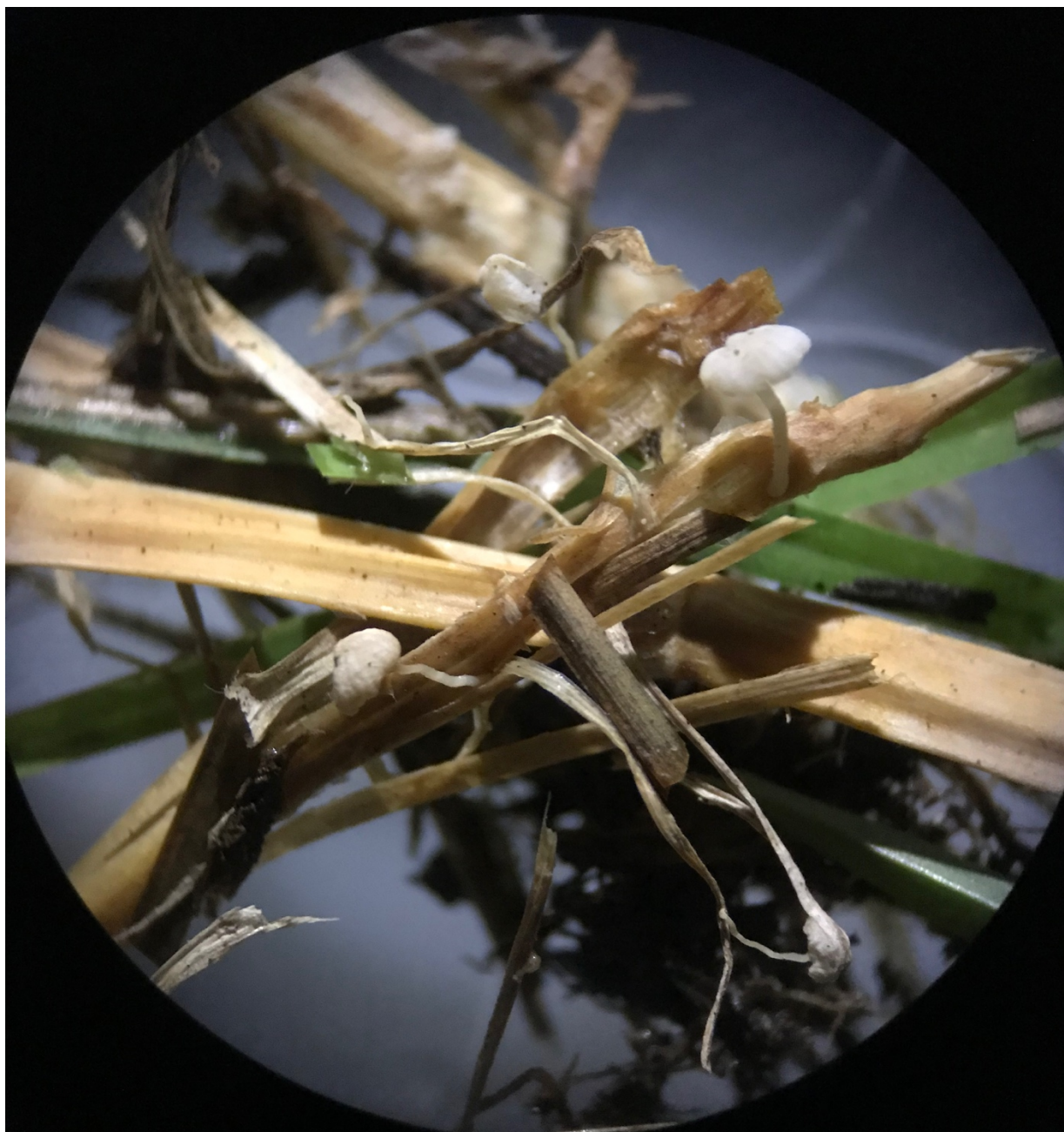
Annexe n°9 : Précipitations enregistrées entre le jour de dépôt et le premier jour de prélèvement pour l'ensemble des expériences.



Annexe n°10 : Photographies de fèces (« strates herbes basses/ fèces ») 4 semaines après dépôt sur parcelle.



Annexe n°11 : Photographies de champignons retrouvés au niveau des parcelles. (Loupe binoculaire)



Annexe n°12 : Analyses des modèles sélectionnées.

La fonction « anova » sur le logiciel Rstudio® a été utilisée.

Analyse du modèle A4

Analysis of Variance Table

Response: coeffD

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
meanT.d.1	1	0.2574	0.2574	1.6313	0.32975
mm.10.d.1	1	8.6895	8.6895	55.0779	0.01768 *
Residuals	2	0.3155	0.1578		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Analyse du modèle A8

Analysis of Variance Table

Response: coeffD

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
maxT.d.1	1	0.9106	0.9106	3.6658	0.1956
mm.10.d.1	1	7.8549	7.8549	31.6204	0.0302 *
Residuals	2	0.4968	0.2484		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Analyse du modèle B3

Analysis of Variance Table

Response: TimePIC

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
meanT.d.1	1	24.673	24.673	472.6	0.0021093 **
sumT.d.1	1	109.223	109.223	2092.1	0.0004776 ***
Residuals	2	0.104	0.052		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Annexe n°13 : Tableau comparatif entre algorithme génétique et algorithme d'optimisation classique reposant sur la dérivation. (©MatWork)

Identifier les minima globaux dans des problèmes particulièrement non linéaires

Un algorithme génétique est une méthode de résolution de problèmes d'optimisation, avec ou sans contraintes, basée sur un processus de sélection naturelle (processus analogue à celui de l'évolution biologique). Dans un tel algorithme, une population de solutions est modifiée à plusieurs reprises. À chaque fois, l'algorithme sélectionne au hasard des individus dans la population et les utilise comme parents pour produire les enfants de la génération suivante. Au fil des générations successives, la population « évolue » vers une solution optimale.

Vous pouvez utiliser un algorithme génétique afin de résoudre des problèmes pour lesquels les algorithmes d'optimisation standard ne sont pas vraiment adaptés. Il peut s'agir par exemple de problèmes avec une fonction-objectif discontinue, non dérivable, stochastique ou particulièrement non linéaire.

Il existe deux grandes différences entre les algorithmes génétiques et les algorithmes d'optimisation classiques basés sur la dérivation, comme expliqué dans le tableau ci-dessous :

Algorithme classique	Algorithme génétique
Génère un seul point à chaque itération. La séquence de points permet d'approcher une solution optimale.	Génère une population de points à chaque itération. Le meilleur point de la population permet d'approcher une solution optimale.
Sélectionne le point suivant dans la séquence à l'aide d'un calcul déterministe.	Sélectionne la population suivante à l'aide d'un calcul basé sur la génération de nombres aléatoires.