

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

RÉPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

Ministère de l'enseignement supérieur
et de la recherche scientifique
Université Chadli Bendjedid
El Tarf



وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
جامعة الشاذلي بن جديد
الطارف

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

جامعة الشاذلي بن جديد

كلية علوم الطبيعة والحياة

Département des Sciences Agronomiques

UNIVERSITE CHADLI BENDJEDID

قسم العلوم البيطرية



Projet de Fin d'Études

Présenté en vue de l'obtention du diplôme de Docteur Vétérinaire

LA GASTEROPHILOSE ASINE : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

Présentée par

Mlle BOUKEHILI Nesrine Né (e) le : 09/08/1997 à El Kala

Devant le jury

Président :	Dr. REZIG FETHEDDINE	MAA	UCBET
Examineur :	Dr. RIGHI SOUAD	MCA	UCBET
Promoteur :	Dr. BOUCHEIKHCHOUKH M	MCB	UCBET
Co-promoteur :	Dr. HANNANI HANIA	MAA	UCBET

Année universitaire 2019-2020

REMERCIEMENTS

Je remercie Dieu le tout puissant de nous avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de terminer ce mémoire.

Tout d'abord, ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu voir le jour sans l'aide et l'encadrement de Mr Boucheikhchoukh Mehdi, que je remercie pour la qualité de son encadrement exceptionnel, pour sa patience, sa rigueur, sa disponibilité et son aide durant la préparation de ce mémoire.

Mes remerciements s'adressent aussi à mon Co-encadreur Mme Hannani Hania pour ses précieux conseils, ses encouragements et son soutien moral.

Je tiens à exprimer mes remerciements aux membres du jury qui ont accepté d'évaluer mon travail Mr Rezig Fehdeddine et Mme Righi Souad.

Sans oublier bien évidemment notre chef de département Mr Rezig Fetheddine ainsi que tous les professeurs qui se sont succédé durant le cursus universitaire.

Enfin, merci à tous ceux qui ont rendu possible ce travail vétérinaires et agents du parc zoologique Brabtia El Kala, qui seront toujours dans mes pensées.

DEDICACE

Avec l'expression de ma reconnaissance, je dédie ce modeste travail à ceux qui, quels que soient les termes embrassés, je n'arriverais jamais à leur exprimer mon amour sincère.

A l'homme, mon précieux offre du Dieu, que je lui dois ma vie, ma réussite et tout mon respect : mon cher père Fayçal.

A la femme qui a souffert sans me laisser souffrir, qui n'a jamais dit non à mes exigences et qui n'a épargné aucun effort pour me rendre heureuse : mon adorable mère Samira.

A ma confidente, mon âme sœur, ma petite sœur que j'adore Fedia et mon cher fiancé Hamza qui n'ont pas cessé de me conseiller, encourager et soutenir tout le long de mes études. Que Dieu les protège et leur offre la chance et le bonheur.

A mon adorable petite sœur Isra et mon frère unique Chiheb qui savent toujours comment procurer la joie et le bonheur pour toute la famille.

A mes grands-parents, mes oncles et tantes particulièrement à ma bien aimée Dalila et mon confident Raouf. Que Dieu leur donne une longue et joyeuse vie.

A tous mes cousins, cousines et amis. Merci pour leurs amours et leurs encouragements.

A l'hommage de mon grand-père Kadour qui nous a quitté récemment en laissant dans nos cœurs une grande amertume.

SOMMAIRE

INTRODUCTION.....	8
I. Donnés générales sur le parasite et la gasterophilose des équidés.....	9
I.1. Etude du parasite	9
I.1.1. Taxonomie simplifiée	9
I.1.2. Synonymie	10
I.2. Morphologie imaginale	10
I.2.1. <i>Gasterophilus Flavipes</i>	10
I.2.2. <i>Gasterophilus Haemorroidalis</i>	11
I.2.3. <i>Gasterophilus Inermis</i>	12
I.2.4. <i>Gasterophilus Intestinalis</i>	13
I.2.5. <i>Gasterophilus meridionalis</i>	14
I.2.6. <i>Gasterophilus nasalis</i>	15
I.2.7. <i>Gasterophilus nigricornis</i>	16
I.2.8. <i>Gasterophilus pecorum</i>	17
I.2.9. <i>Gasterophilus ternicinctus</i>	18
I.3. Les larves	20
I.3.1. Larves du premier stade.....	22
I.3.2. Larves du deuxième stade	23
I.3.3. Larves du troisième stade	24
I.4. Les œufs.....	29
I.5. Biologie et cycles des parasites	33
I.5.1. Cycle général	33
a) Phase libre	33
b) Cycle biologique par espèce (Phase parasitaire).....	34
I.6. Epidémiologie	38
I.6.1. Pourcentage d'infestation par pays.....	38
I.6.2. Réceptivité et sensibilité.....	42
I.6.3. Distribution géographique	42
I.6.4. Incidence saisonnière et climatique	42
I.6.5. Influence de l'homme	43
I.7. Pathogénie et conséquences cliniques.....	43
I.7.1. Rôle pathogène	43

I.7.2. Conséquences cliniques	43
a) Larves de stade L ₁	44
b) Larves de stades L ₂ , L ₃	44
c) Symptômes communs liées aux différentes gastérophiloses	48
I.7.3. Lésions.....	49
I.7.4. Les formes erratiques de gastérophiloses	50
I.8. Diagnostique et Pronostique	50
I.8.1. Diagnostique clinique des gastérophiloses	50
I.8.2. Endoscopie.....	51
I.8.3. Coprologie	51
I.8.4. Examens complémentaires	51
I.8.5. Diagnostique thérapeutique	52
I.8.6. Diagnostique nécropsique	52
I.9. Pronostique	52
I.10. Traitement et prophylaxie	52
I.10.1. Molécules disponibles contre les larves de Gastérophiles.....	52
I.10.2. Leur efficacité.....	55
I.11. Prophylaxie	57
I.11.1) Elimination des adultes et des œufs	57
I.11.2) Vermifugation	57

LISTE DES FIGURES

- Figure 1 :** Vue latérale gauche de l'habitus (A, D, G), de la tête et du thorax (B, E, H) et de la tête en vue frontale (C, F, I) de l'espèce mâle *Gasterophilus*, modifiée d'après **Li et al. (2019)** A – C *G. flavipes* (Olivier) ; Maroc (dans IOZ) D – F *G. haemorrhoidalis* (Linnaeus); Chine (en MBFU) G – I *G. inermis* (Brauer); Allemagne (dans NHMD). Barres d'échelle : 1 mm (A, D, G); 0,5 mm (B, C, E, F, H, I). 11
- Figure 2 :** Vue latérale gauche de l'habitus (A, D, G), de la tête et du thorax (B, E, H) et de la tête en vue frontale (C, F, I) de l'espèce *Gasterophilus* A – C Mâle *G. intestinalis* (De Geer) Chine (en MBFU) D – F Femelle *G. meridionalis* (Pillers & Evans); Afrique du Sud (en KZNM) G – I Mâle *G. nasalis* (Linnaeus) Chine (en MBFU). Barres d'échelle : 1 mm (A – E, I) ; 0,5 mm (F). 12
- Figure 3 :** Vue latérale gauche de l'habitus (A, D, G), de la tête et du thorax (B, E, H) et de la tête en vue frontale (C, F, I) des espèces mâles de *Gasterophilus* A – C, *G. nigricornis* (Loew); Chine (en MBFU) D – F, *G. pecorum* (Fabricius); Chine (en MBFU) G – I; *G. tetricinctus*. Gedoelst; Afrique du Sud (en MBFU). Barres d'échelle : 1 mm (A – I). 13
- Figure 4 : Vue dorsale de l'habitus (A, C, E) et de la tête et du thorax (B, D, F) des espèces mâles de *Gasterophilus*, modifiée d'après Li et al. (2019) A, B. *G. flavipes* (Olivier) C, D. *G. haemorrhoidalis* (Linnaeus) E, F. *G. inermis* (Brauer). Barres d'échelle : 1 mm (A, C – D, E) ; 0,5 mm (B, F). 14
- Figure 5 :** Vue dorsale de l'habitus (A, C, E) et de la tête et du thorax (B, D, F) des espèces mâles de *Gasterophilus* A, B Mâle *G. intestinalis* (De Geer) C, D Femelle *G. meridionalis* (Pillers & Evans) E, F Mâle *G. nasalis* (Linnaeus). Barres d'échelle : 1 mm (A – F). 15
- Figure 6 : Vue dorsale de l'habitus (A, C, E) et de la tête et du thorax (B, D, F) des espèces mâles de *Gasterophilus* A, B. *G. nigricornis* (Loew) C, D. *G. pecorum* (Fabricius) E, F. *G. tetricinctus*. Gedoelst. Barres d'échelle : 1 mm (A – F). 16
- Figure 7 :** Vue dorsale (A, D, G) et latérale gauche (B, E, H) de l'habitus, et tête en vue frontale (C, F, I) des espèces femelles de *Gasterophilus*, modifiée d'après **Li et al. (2019)** A – C *G. flavipes* (Olivier) ; Chine (en MBFU) D – F. *G. haemorrhoidalis* (Linnaeus); Chine (en MBFU) G – I *G. inermis* (Brauer); Allemagne (dans NHMD). Barres d'échelle : 1 mm (A, B, D, E, G, H); 0,5 mm (C, F, I). 17
- Figure 8 :** Vue dorsale (A, D, G) et latérale gauche (B, E, H) de l'habitus, et tête en vue frontale (C, F, I) des espèces femelles de *Gasterophilus* A – C. *G. intestinalis* (De Geer); Chine (en MBFU) D – F. *G. nasalis* (Linnaeus); Chine (en MBFU). Barres d'échelle : 1 mm (A, B, D, E) ; 0,5 mm (C, F). 18
- Figure 9 :** Vue dorsale (A, D, G) et latérale gauche (B, E, H) de l'habitus, et tête en vue frontale (C, F, I) des espèces femelles de *Gasterophilus* A – C, *G. nigricornis* (Loew); Chine (en MBFU) D – F, *G. pecorum* (Fabricius); Chine (en MBFU) G – I; *G. tetricinctus* Gedoelst; Kenya (dans NHM). Barres d'échelle : 1 mm (A, B, D – E, G, H); 0,5 mm (C, F, I). 19
- Figure 10 :** Aile de l'espèce *Gasterophilus*, avec A – C modifié de **Li et al. (2019)** A *G. flavipes* (Olivier) B. *G. haemorrhoidalis* (Linnaeus) C, *G. inermis* (Brauer) D, *G. intestinalis* E, *G. meridionalis* (Pillers & Evans) F, *G. nasalis* (Linnaeus) G ; *G. nigricornis* (Loew) H *G. pecorum* (Fabricius) I, *G. tetricinctus* Gedoelst. Barres d'échelle : 0,5 mm (A – C); 1 mm (D – I). 20
- Figure 11 : Habitus dorsal des larves du troisième stade de *Gasterophilus*. (A) *G. pecorum*, présentant les épines pointues disposées en deux rangées dans la boîte. (B) *G. intestinalis*, montrant les épines émoussées disposées en deux rangées dans la case (C) *G. haemorrhoidalis*. (D) *G. inermis*. (E) *G. nasalis*. (F) *G. nigricornis*, présentant les épines pointues disposées en une rangée dans la boîte. Barres d'échelle : A, C, D, E, F = 3 mm ; B = 5 mm. Abréviations : aI – aVII, segments abdominaux I – VII ; ad, division anale ; tI – tIII, segments thoraciques I – III. 22
- Figure 12 : Habitus ventral de larves de troisième stade de *Gasterophilus* et photographies écologiques de larves de *Gasterophilus* vivantes et fraîches attachées à la paroi de l'estomac d'un cheval domestique abattu (importé de Mongolie). (A) *G. pecorum*. (B) *G. intestinalis*. (C) *G. haemorrhoidalis*. (D) *G. inermis*. (E) *G. nasalis*. (F) *G. nigricornis*. (G) Troisième stade *G. nasalis* (rouge jaunâtre) et *G. nigricornis* (vert) regroupés

près du pylore. (H) <i>G. pecorum</i> . Barres d'échelle : A, C, D, E, F = 3 mm ; B = 5 mm. Abréviations : aI – aVII, segments abdominaux I – VII ; ad, division anale ; adI – adIII, subdivisions I, II et III de la division anale; pc, pseudocephalon; tI – tIII, segments thoraciques I – III.....	24
Figure 13 : Pseudocephalon et les rangées d'épines sur le premier segment thoracique (A – F), et les plaques spiraculaires postérieures (G – L) des larves du troisième stade de <i>Gasterophilus</i> . (A, G) <i>G. pecorum</i> , et la flèche en (A) indiquant les denticules médians. (B, H) <i>G. Intestinalis</i> , et la flèche en (B) indiquant l'excision en forme d'arc avant la courbure géniculée. (C, I) <i>G. haemorrhoidalis</i> . (D, J) <i>G. inermis</i> . (E, K) <i>G. nasalis</i> . (F, L) <i>G. nigricornis</i> . Barres d'échelle : A – L = 0,5 mm. Abréviations : adI – adIII, subdivisions I, II et III de la division anale ; Co, sensillum coeloconique; ssI – ssIII, fente spiraculaire I – III.....	25
Figure 14: Description morphologique des oeufs de <i>Gasterophilus</i> spp.	30
Figure 15 : Oviposition d'une femelle <i>Gastérophile</i> (D'après Frahm)	33
Figure 16 : Lieux de ponte des <i>Gasterophilus</i> (d'après BRICARD, P., PFISTER, K.1997)	34
Figure 17 : Localisation préférentielle des LIII de <i>G. intestinalis</i> et <i>G. nasalis</i> (d'après GEORGI, J.R., GEORGI, M.1990)	37
Figure 18 : Carte de la diversité des neuf espèces de <i>Gasterophilus</i> dans le monde, les différentes couleurs représentent le nombre d'espèces enregistrées dans un pays donné.	39
Figure 19 : Coupes transversales de myiase intraluminale, d'infiltration de cellules inflammatoires (1), de destruction épithéliale (2), d'hyperplasie de la glande œsophagienne (3). H et E. x40 (d'après : SM Hoseini et al. 2017).	45
Figure 20 : Atrophie gastrique et destruction de l'estomac glandulaire (flèche bleue), calcification nodulaire (flèche noire), larve de <i>Gasterophilus</i> subsiste et débris nécrotiques (flèche blanche). IL. × 10, × 40, × 100 (d'après : SM Hoseini et al. 2017)	45
Figure 21 : Muqueuse interrompue dans l'estomac non glandulaire (flèche verte), atrophie gastrique et destruction de l'estomac glandulaire (flèche bleue), parakératose proéminente dans l'estomac non glandulaire (flèche noire). IL. × 10, × 40.	46
Figure 22 : Augmentation de la vascularisation (flèche blanche), infiltration diffuse des éosinophiles (flèche rouge) dans la muqueuse et la sous-muqueuse de l'estomac glandulaire et non glandulaire. IL. × 40, × 100 (d'après : SM Hoseini et al. 2017).....	47

INTRODUCTION

Neuf espèces différentes de *Gasterophilus spp.* existent dans le monde et elles sont toutes parasites obligatoires des équidés. Leurs larves causent par leur présence et leur développement au sein du tube digestif de ces derniers une myiase intestinale. Bien qu'à l'origine limitée aux régions paléarctiques et afro-tropicales (**Zumpt,1965 ; Grunin,1969 ; Colwell et al., 2006**). On a signalé une forte prévalence (40 à 100%) et une forte intensité (environ 150-2000 larves par hôte) des larves de *Gasterophilus spp.* dans le monde entier (**Zumpt , 1965 ; Grunin, 1969 ; Kettle, 1974 ; Drudge et al., 1975; Hall and Wall , 1995 ; Otranto et al., 2005 ; Colwell et al., 2006; Felix et al., 2007; Pilo et al., 2015; Huang et al., 2016; Liu et al., 2016**).

La gasterophilose des équidés est une maladie qui paraît banale et n'inquiète guère les propriétaires, étant donné que la symptomatologie est inapparente. Cependant en cas d'infestation massive par les larves de *Gasterophilus spp.* on peut avoir une gêne de certaines fonctions (**Principato, 1988**). Cette affection cosmopolite est décrite depuis l'Antiquité. En effet, certains vétérinaires grecs décrivaient déjà sur des larves foncées à l'anus des chevaux mais ils n'avaient pas fait le lien entre le parasite larvaire de l'estomac des équidés et la mouche qui les sévit pendant l'été. Les mouches gastérophiles sont des insectes Diptères (Diptera, Brachycera) appartenant à la famille des Œstridés, sous famille des Gasterophilinae, genre *Gasterophilus*, dont les plus communes sont *Gasterophilus intestinalis* (DeGeer), *Gasterophilus nasalis* (Linnaeus), *Gasterophilus haemorrhoidalis* (Linnaeus).

Ces œstres subissent une métamorphose complète comprenant trois stades larvaires. Une seule génération est produite par an. Les stades du cycle de vie ne sont pas limités à certaines saisons en raison des climats variés que l'on trouve dans les différentes zones géographiques.

Le troisième stade de *Gasterophilus spp.* peut avoir une durée de développement de 9 à 10 mois et prend donc environ 5/6 de la durée de vie individuelle totale (**Zumpt, 1965 ; Grunin, 1969**) il représente la plus forte augmentation dans la masse corporelle et cause les blessures les plus graves (ex : ulcérations , péritonites , anémie , forte débilitation et blocage du tractus gastro-intestinal) ou même le décès de l'hôte (**Hall et Wall, 1995 ; Sequeira et al .,2001 ; Colwell et al., 2006;Bezdekova at al., 2007 ; Getachew et al., 2012**). Par conséquent, le troisième stade est donc le stade le plus fréquent rencontré lors d'examen vétérinaires.

I. Donnés générales sur le parasite et la gasterophilose des équidés

I.1. Etude du parasite

I.1.1. Taxonomie simplifiée (Bussieras, J., Chermette, R.1991- Taylor, M.A., Coop, R.L., Wall, R.L.2007 - Zumpt, F. 1965)

- Embranchement des Arthropodes,
- Sous-embranchement des Mandibulates,
- Classe des Insectes,
- Sous-classe des Pterygotes,
- Ordre des Dipteres,
- Sous-ordre des Brachyceres
- Section des Cyclorraphes
- Sous-section des Acalypteres
- Famille des Gasterophilides
- Genre *Gasterophilus*

Ordre : (Taylor, M.A., Coop, R.L., Wall, R.L.2007)

Les gastérophiles appartiennent à l'ordre des Diptères, leur première paire d'ailes est implantée sur le mésothorax et la seconde paire est transformée en deux haltères (balanciers). Les femelles sont ovipares.

Sous-ordre, section et sous-section : (Bussieras, J., Chermette, R.1991- Taylor, M.A., Coop, R.L., Wall, R.L.2007)

Ils appartiennent aux brachycères, caractérisés par des antennes courtes de 3 articles. Les larves vermiformes sont acéphales et apodes. Le développement larvaire présente 3 stades : L1, L2, L3. La larve L3 évolue en puppe, la fente d'éclosion imaginale se fait par une ouverture circulaire (Cyclorraphe). Parmi les Cyclorraphes, on distingue deux sous-sections, distinguées selon le développement du cuilleron. Les gastérophiles appartiennent aux Acalyptères à cause de leur balancier nu (cuilleron peu développé).

Espèces :(Zumpt, F.1965)

Il existe 9 espèces de Gastérophiles reconnues, toutes sauf une provoquent des myiases digestives et cinq sont parasites des Equidés de notre climat tempéré de l'hémisphère Nord :

Gasterophilus intestinalis (De Geer 1776), *Gasterophilus nasalis* (Linnée 1758), *Gasterophilus inermis*(Brauer 1858), *Gasterophilus hæmorroïdalis*(Linnée 1758) et

Gasterophilus pecorum(Fabricius 1794). Il ressort de travaux effectués en Europe et en Suisse que *G. intestinalis* est l'espèce prédominante. *G. nigricornis*(Loew) est également parasite des chevaux mais sa distribution est limitée au sud de l'Asie. Deux autres espèces *G. meridionalis* (Pillier et Ewans 1926) et *G. ternicintus*(Gedoelst) sont parasites des zèbres et autres équidés sauvages et la dernière (*G. lativentris*) est conservée dans un musée de Berlin car un seul individu femelle a été attrapé, en Lituanie.

I.1.2. Synonymie (ZUMPT, F.1965)

Dans la littérature, on trouve parfois pour *G. intestinalis* : *G. equi* ou De Geer ou « Armed Horse Bot Fly » et pour *G. nasalis* : *G. veterinus* ou *G. duodenalis* ou « Linnaeus' Horse BotFly ». Pour la gasterophilose en général : œstre du cheval.

I.2. Morphologie imaginale

Morphologie externe en fonction de l'espèce :

I.2.1. *Gasterophilus Flavipes* (Oliver, 1811)

Figures 1A–C, 4A, B, 7A–C, 10A ; Tableau 1

La diagnose de cette espèce se base sur les critères suivants : Plaque faciale nue. Scutum post-suturale de couleur claire (jaunâtre), avec une zone rectangulaire près de la suture scuto-scutellaire. Aile complètement hyaline. Distance entre les veines transversales r-m et dm-cu au moins deux fois plus longue que r-m. Meron avec soies non modifiées. Jambes jaunes ; tarse postérieur à soies longues, fortes et denses ventrolatéralement. Couleur du sol de l'abdomen jaune. Cerque mâle court et large, rapport longueur / largeur égal ou inférieur à 1,0; surstylus jaune, progressivement effilé de manière proximale et distale, avec un apex progressivement effilé; soies surstylaires longues, atteignant le plan sagittal; longs processus tuberculeux. Sternites femelle 8 striée longitudinalement au milieu et avec un sommet en forme de pétoncle (Brauer, 1863 ; Patton 1937; Li *et al.*, 2019).

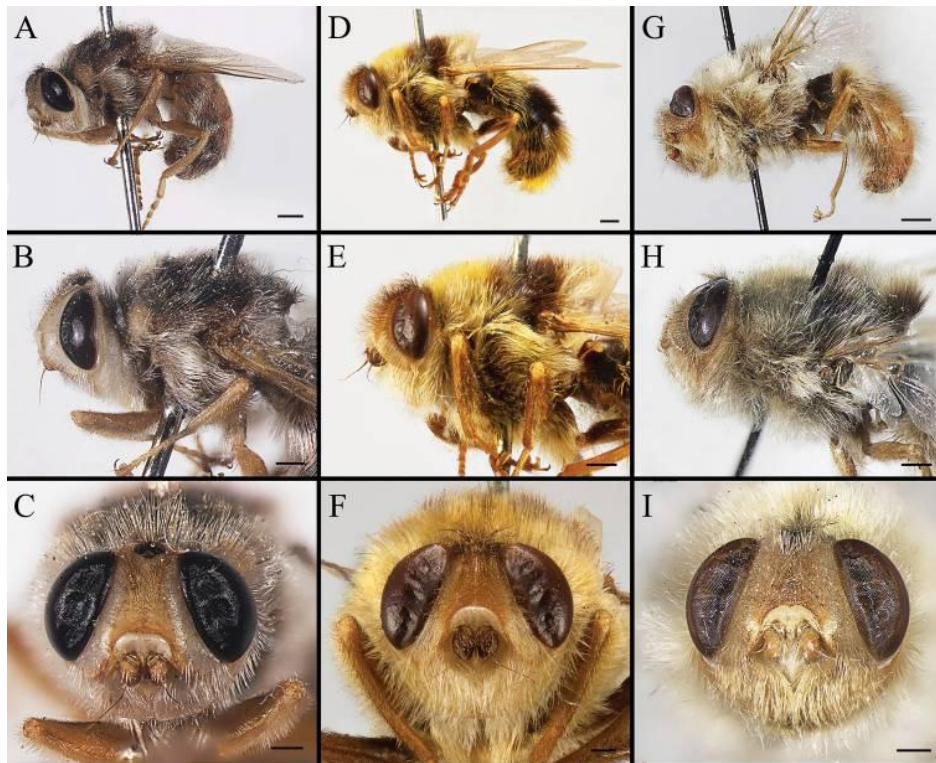


Figure 1 : Vue latérale gauche de l'habitus (A, D, G), de la tête et du thorax (B, E, H) et de la tête en vue frontale (C, F, I) de l'espèce mâle *Gasterophilus*, modifiée d'après **Li et al. (2019)** A – C *G. flavipes* (Olivier) ; Maroc (dans IOZ) D – F *G. haemorrhoidalis* (Linnaeus); Chine (en MBFU) G – I *G. inermis* (Brauer); Allemagne (dans NHMD). Barres d'échelle : 1 mm (A, D, G); 0,5 mm (B, C, E, F, H, I).

1.2.2. *Gasterophilus Haemorrhoidalis* (Linnaeus, 1758)

Figures 1D–F, 4C, D, 7D–F, 10B; Tableau 1

Plaque faciale nue. Aile complètement hyaline. Distance entre les veines transversales r-m et dm-cu au moins deux fois plus longue que r-m. Meron avec soies non modifiées. Pattes brun jaunâtre, avec les fémurs nettement foncés ; tarse postérieur à soies longues, fortes et denses ventro-latéralement. Couleur du sol de l'abdomen brun foncé ou noir. Cerque mâle court et large, rapport longueur / largeur égal ou inférieur à 1,0 ; surstylus jaune, avec un lobe brusquement gonflé près de la base et un sommet arrondi ; soies surstyliques courtes, atteignant la moitié du plan sagittal ; long processus tuberculeux. Sternites femelle 8 striée longitudinalement au milieu et avec un sommet en forme de pédoncle (**Brauer (1863: 83)**; **Zumpt (1965: 122)**; **Grunin (1969: 40)**; **Pont (1973: 698)**; **James (1974: 97)**; **Soós and Minář (1986: 238)**; **Cogley (1991b)**; **Xue and Wang (1996: 2209)**; **Otranto et al. (2005)** ; **Colwell et al. (2006 : 9)** ; **Colwell et al. (2007)** ; **Zhang et al. (2016)** ; **Li et al. (2018, 2019)** ; **Yan et al. (2019)**).

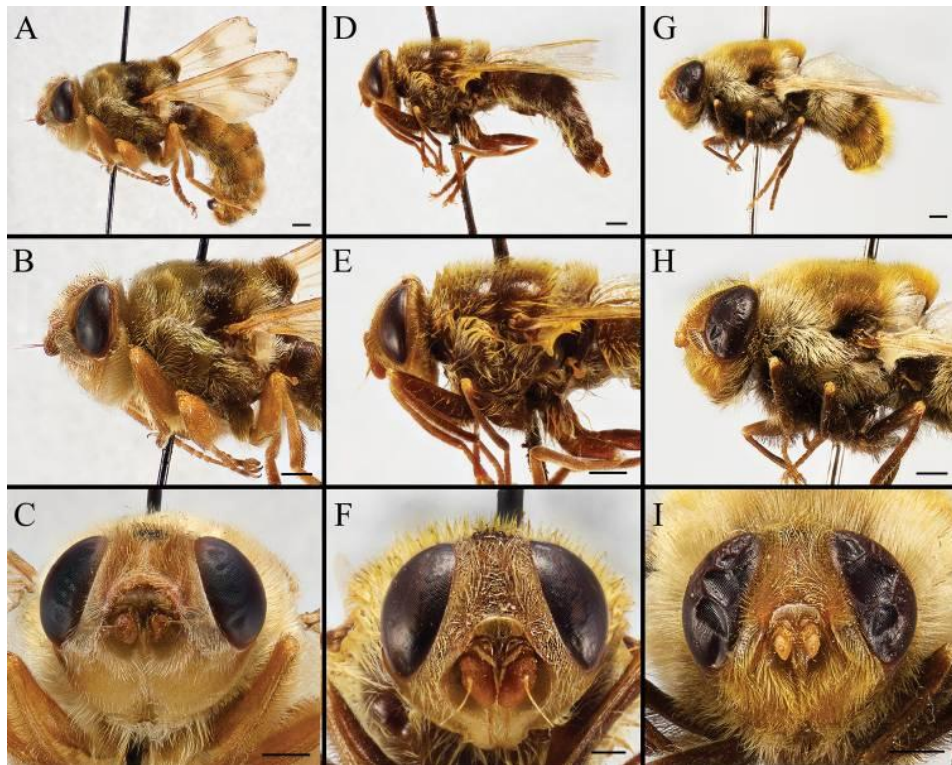


Figure 2 : Vue latérale gauche de l'habitus (A, D, G), de la tête et du thorax (B, E, H) et de la tête en vue frontale (C, F, I) de l'espèce *Gasterophilus* A – C Mâle *G. intestinalis* (De Geer) Chine (en MBFU) D – F Femelle *G. meridionalis* (Pillers & Evans); Afrique du Sud (en KZNM) G – I Mâle *G. nasalis* (Linnaeus) Chine (en MBFU). Barres d'échelle : 1 mm (A – E, I) ; 0,5 mm (F).

I.2.3. *Gasterophilus Inermis* (Brauer, 1858)

Figures 1G–I, 4E, F, 7G–I, 10C ; Tableau 1

Plaque faciale nue. Aile partiellement infusée, avec des taches foncées avec des bords mal définis. Distance entre les veines transversales r-m et dm-cu inférieure à la longueur de r-m. Meron nue. Pattes brun jaunâtre, avec les fémurs nettement foncés. Couleur du sol de l'abdomen jaune. Cerque mâle court et large, rapport longueur / largeur égal ou inférieur à 1,0; surstylus jaune, à apex arrondi; longs processus tuberculeux. Sternites femelle 8 striée longitudinalement au milieu et avec un sommet en forme de pétoncle (**Brauer (1863 : 73) ; Zumpt (1965 : 124); Grunin (1969: 44); Soós and Minář (1986: 238); Cogley (1991b); Xue and Wang (1996: 2209); Otranto et al. (2005) ; Colwell et al. (2006 : 36) ; Li et al. (2018, 2019) ; Yan et al. (2019).**)

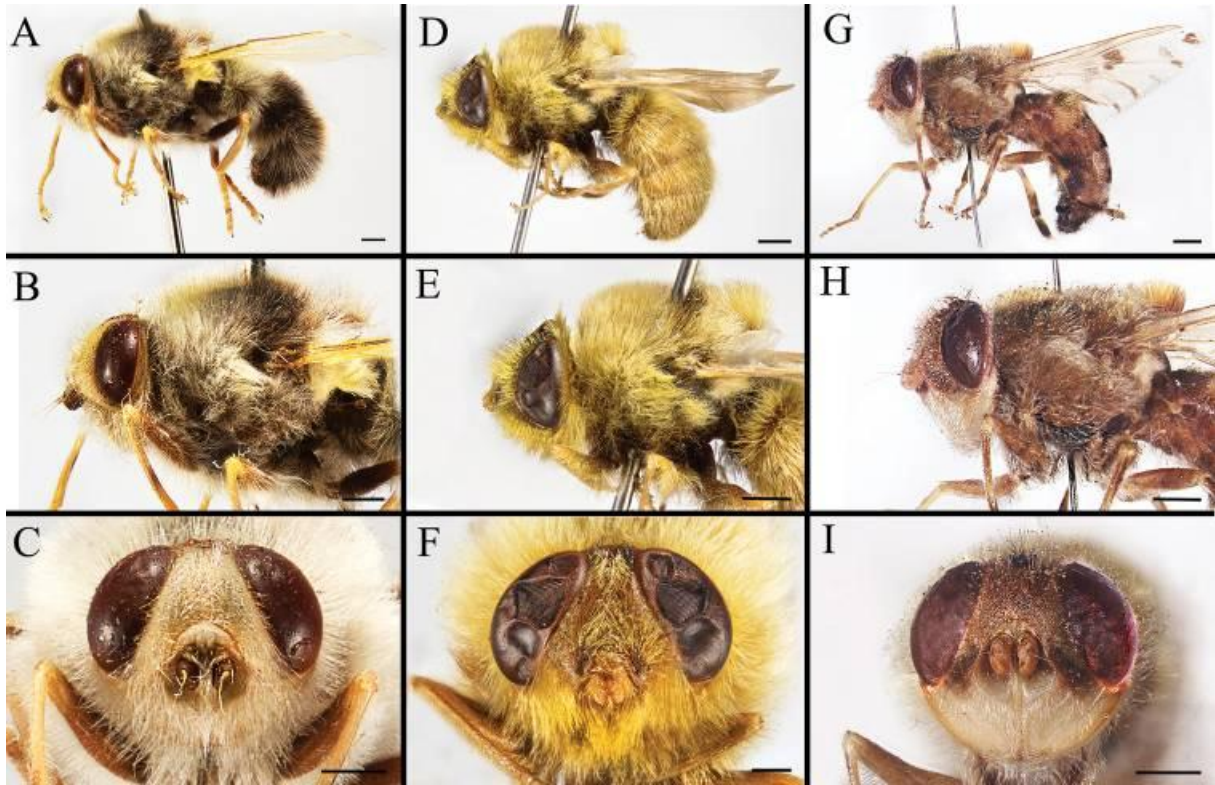


Figure 3 : Vue latérale gauche de l'habitus (A, D, G), de la tête et du thorax (B, E, H) et de la tête en vue frontale (C, F, I) des espèces mâles de *Gasterophilus* A – C, *G. nigricornis* (Loew); Chine (en MBFU) D – F, *G. pecorum* (Fabricius); Chine (en MBFU) G – I; *G. ternicinctus*. Gedoelst; Afrique du Sud (en MBFU). Barres d'échelle : 1 mm (A – I).

1.2.4. *Gasterophilus Intestinalis* (De Geer, 1776)

Figures 2A–C, 5A, B, 8A–C, 10D ; Tableau 1

Plaqué faciale nue. Aile partiellement infusée, avec des taches foncées avec des bords mal définis ; veines transversales dm-cu situé presque à l'opposé de veines transversales r-m. Meron avec soies non modifiées. Pattes jaunes, avec une coloration plus ou moins foncée sur le tarse ; trochanter postérieur à processus spatulé chez le mâle et tubercule chez la femelle. La couleur du sol de l'abdomen est jaune chez le mâle et la femelle. Cerque mâle allongé et large, rapport longueur-largeur d'environ 1,5 ; surstylus principalement jaune avec une coloration noire apicale et un sommet arrondi ; longs processus allongés. Segment abdominal femelle 7 nettement plus long que large, sternites 8 strié longitudinalement au milieu et avec un sommet en forme de pédoncle (**Zumpt (1965 : 125) ; Grunin (1969 : 48) ; Pont (1973: 698); James (1974: 96); Kettle (1974); Soós and Minář (1986: 238); Cogley (1991b); Escartin and Bautista (1993); Xue and Wang (1996: 2210); Otranto et al. (2005) ; Colwell et al. (2006 : 4) ; Colwell et al. (2007) ; Felix et al. (2007) ; Güiris et al. (2010) ; Ganjali and Keighobadi (2016) ; Zhang et al. (2016) ; Li et al. (2018) ; Yan et al. (2019).**)

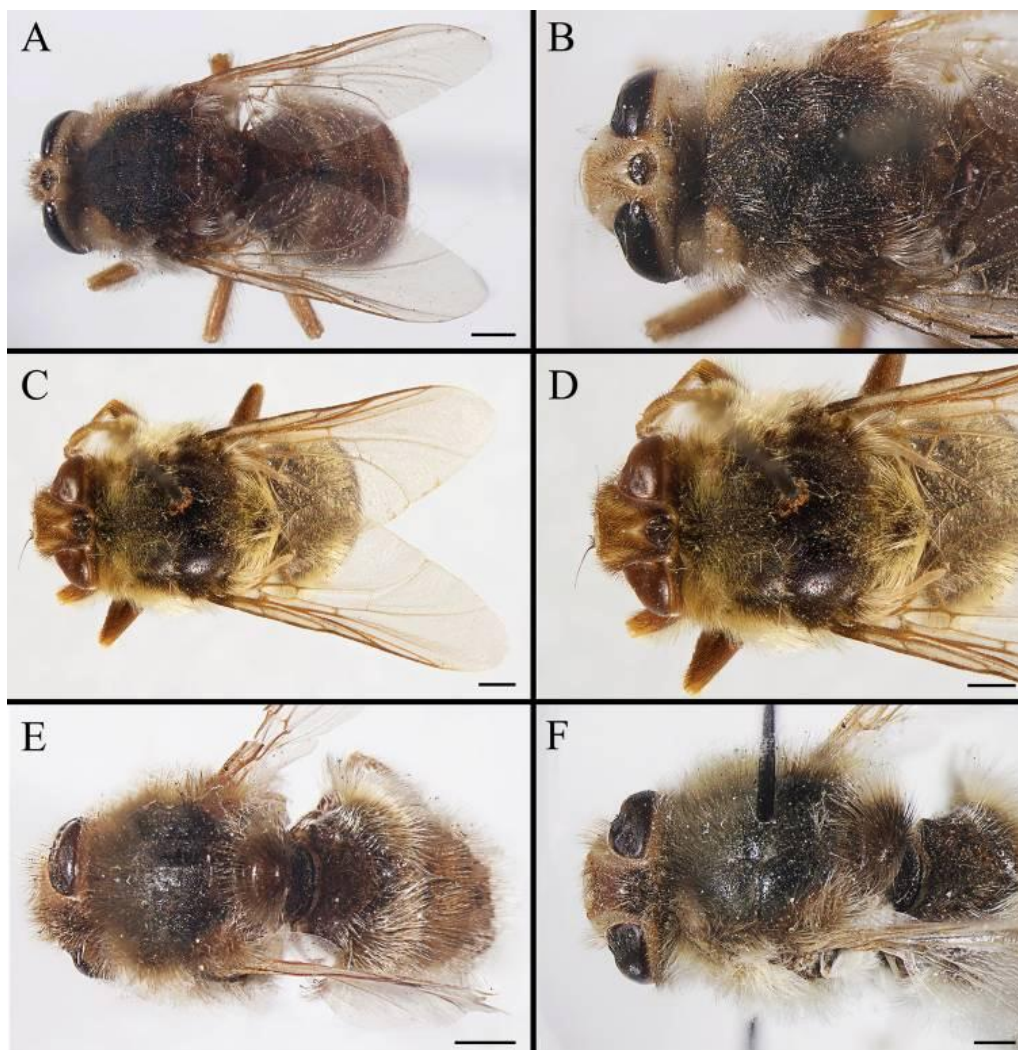


Figure 4 : Vue dorsale de l'habitus (A, C, E) et de la tête et du thorax (B, D, F) des espèces mâles de *Gasterophilus*, modifiée d'après Li et al. (2019) A, B. *G. flavipes* (Olivier) C, D. *G. haemorrhoidalis* (Linnaeus) E, F. *G. inermis* (Brauer). Barres d'échelle : 1 mm (A, C – D, E) ; 0,5 mm (B, F).

I.2.5. *Gasterophilus meridionalis* (Pillers & Evans, 1926)

Figures 2D–F, 5C, D ; Tableau 1

Male inconnu. Post pédicelle antennaire à long ovale. Plaque faciale en soie. Aile complètement hyaline. Veines transversales dm-cu extrêmement faible, avec seulement une faible trace ; distance entre les nervures transversales r-m et dm-cu égale ou inférieure à la longueur de r-m. Meron avec soies non modifiées. Pattes noires ou brun noir. Couleur de fond de l'abdomen brun foncé. Sternites femelle 8 striée longitudinalement au milieu et avec un sommet en forme de pétoncle (Zumpt (1965 : 121); Cogley (1991b); Colwell *et al.* (2006 : 36); Colwell *et al.* (2007 : 256)).

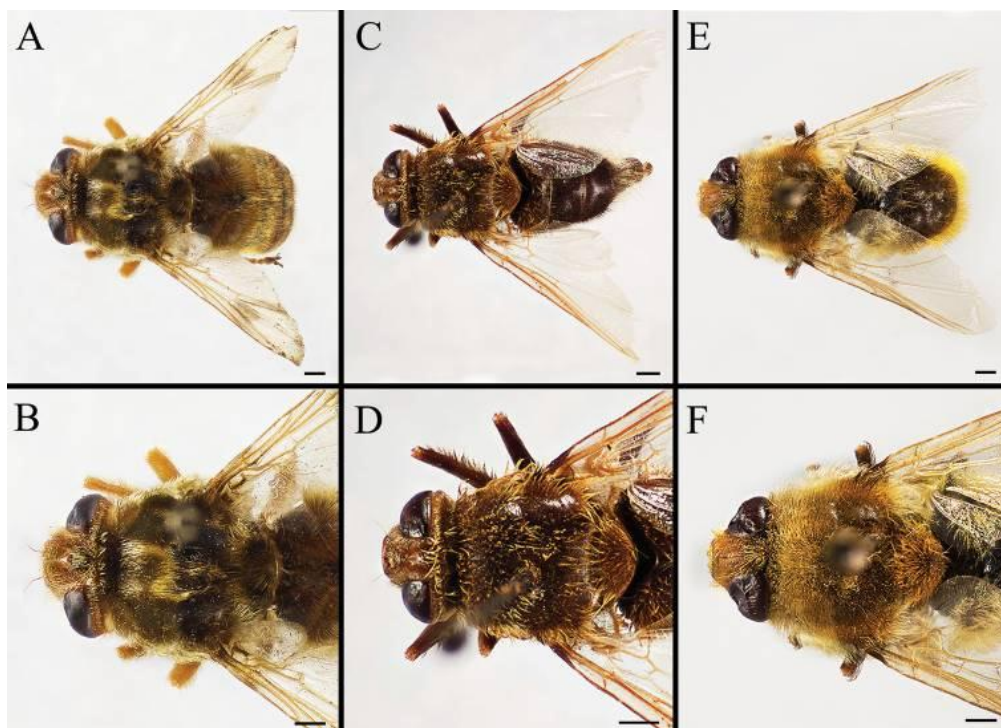


Figure 5 : Vue dorsale de l'habitus (A, C, E) et de la tête et du thorax (B, D, F) des espèces mâles de *Gasterophilus* A, B Mâle *G. intestinalis* (De Geer) C, D Femelle *G. meridionalis* (Pillers & Evans) E, F Mâle *G. nasalis* (Linnaeus). Barres d'échelle : 1 mm (A – F).

I.2.6. *Gasterophilus nasalis* (Linnaeus, 1758)

Figures : 2G–I, 5E, F, 8D–F, 10F ; Tableau 1

Plaque faciale en soie. Aile entièrement hyaline ; distance entre les veines transversales r-m et dm-cu inférieure à la longueur de r-m. Meron avec soies non modifiées. Pattes principalement brune noire. Couleur du fond de l'abdomen brun foncé ou noir, avec des soies poilues jaune rougeâtre sur les tergites 5–7 chez le mâle, jaune pâle chez la femelle. Cerque mâle long et étroit, rapport longueur / largeur supérieur à 3,0 ; surstylus jaune, à apex progressivement effilé ; longs processus allongés et nettement pliés vers l'intérieur. Sternites femelle 8 striée longitudinalement au milieu et à apex aplati et en forme de pétoncle (Zumpt (1965 : 117) ; Grunin (1969 : 32) ; Pont (1973 : 698); Kettle (1974); Soós and Minář (1986: 238); Cogley (1991b); Escartin and Bautista (1993); Xue and Wang (1996: 2210); Sequeira *et al.* (2001) ; Otranto *et al.* (2005) ; Colwell *et al.* (2006 : 6) ; Colwell *et al.* (2007) ; Felix *et al.* (2007) ; Zhang *et al.* (2016) ; Li *et al.* (2018) ; Yan *et al.* (2019)).

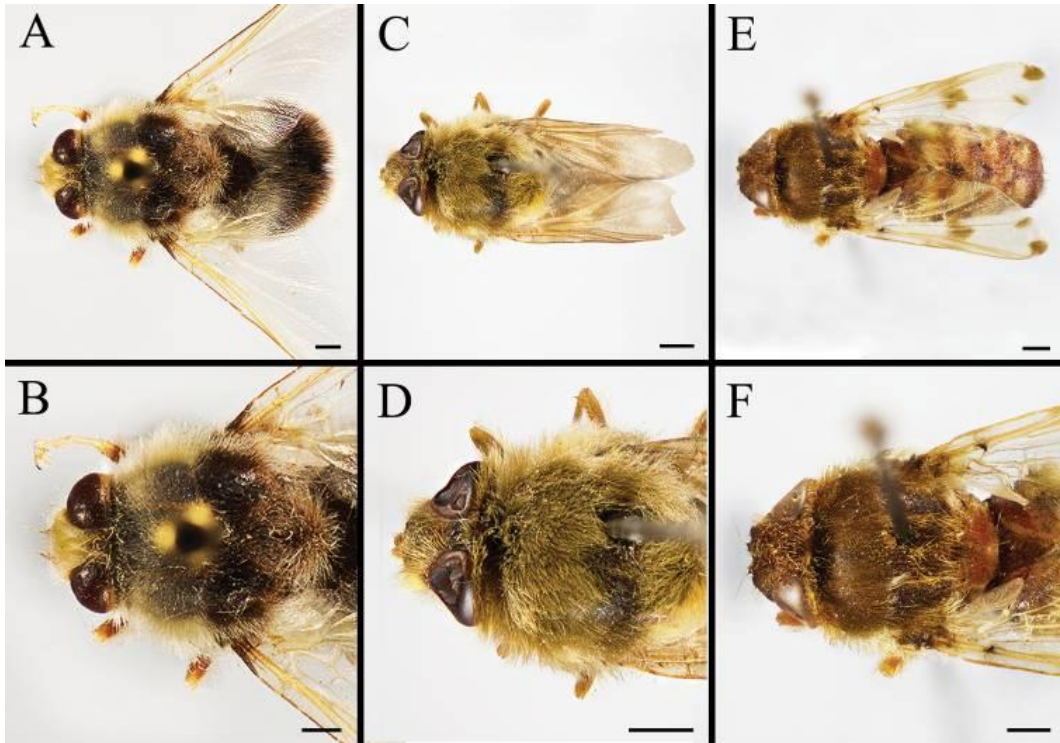


Figure 6 : Vue dorsale de l'habitus (A, C, E) et de la tête et du thorax (B, D, F) des espèces mâles de *Gasterophilus* A, B. *G. nigricornis* (Loew) C, D. *G. pecorum* (Fabricius) E, F. *G. ternicinctus*. Gedoelst. Barres d'échelle : 1 mm (A – F).

1.2.7. *Gasterophilus nigricornis* (Loew, 1863)

Figures: 3A–C, 6A, B, 9A–C, 10G ; Tableau 1

Post pédicelle antennaire brun rouge à noirâtre. Plaque faciale en soie. Soies merales à pointe enflée. Aile complètement hyaline. Veines transversales dm cu absent. Pattes brun jaunâtre avec les fémurs nettement foncés. Cerque mâle long et étroit, rapport longueur / largeur supérieur à 3,0; surstylus jaune, à apex arrondi; longs processus allongés. Sternite femelle 8 striée longitudinalement au milieu et avec un sommet en forme de pétoncle (Zumpt (1965: 119); Grunin (1969: 36); Soós and Minář (1986: 239); Xue and Wang (1996: 2214); Colwell *et al.* (2006 : 36); Zhang *et al.* (2012, 2016); Li *et al.* (2018); Yan *et al.* (2019)).

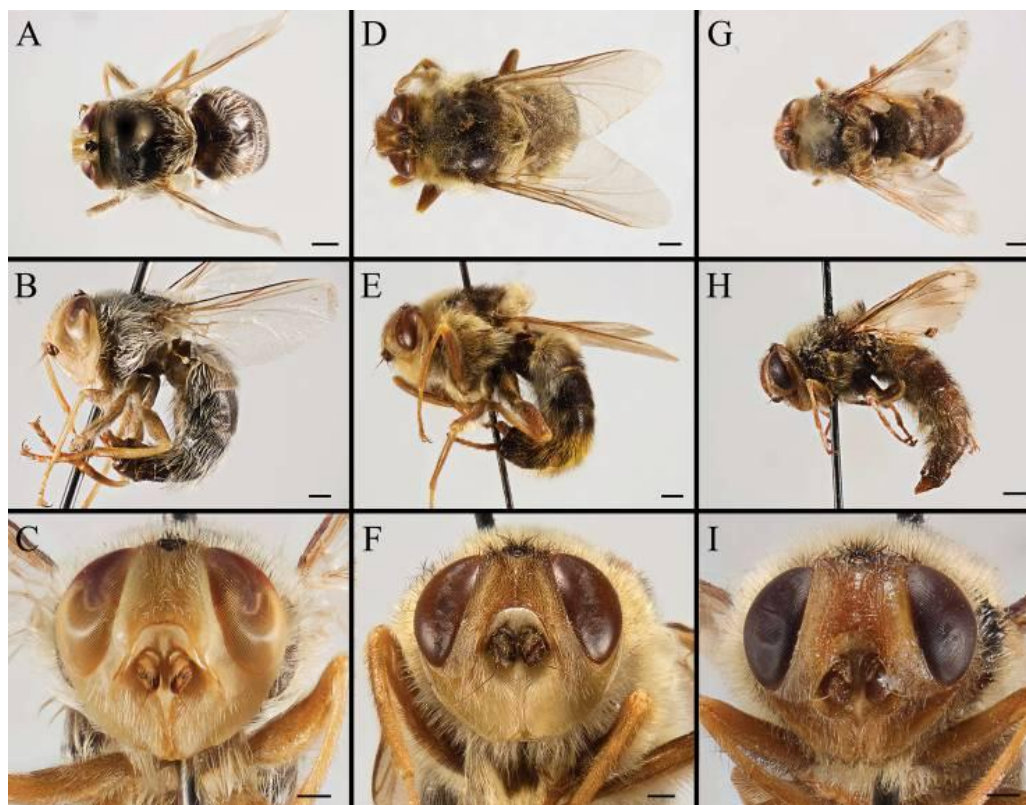


Figure 7 : Vue dorsale (A, D, G) et latérale gauche (B, E, H) de l'habitus, et tête en vue frontale (C, F, I) des espèces femelles de *Gasterophilus*, modifiée d'après **Li et al. (2019)** A – C *G. flavipes* (Olivier) ; Chine (en MBFU) D – F. *G. haemorrhoidalis* (Linnaeus); Chine (en MBFU) G – I *G. inermis* (Brauer); Allemagne (dans NHMD). Barres d'échelle : 1 mm (A, B, D, E, G, H); 0,5 mm (C, F, I).

I.2.8. *Gasterophilus pecorum* (Fabricius, 1794)

Figures: 3D–F, 6C, D, 9D–F, 10H ; Tableau 1

Pédicelle antennaire allongé, avec un rapport longueur / largeur supérieur à 0,8. Plaque faciale en soie. Aile sombre, avec de larges taches foncées avec des bords mal définis ; veines transversales dm-cu absent. Meron avec soies non modifiées. Pattes brun jaunâtre avec les fémurs nettement foncés. Couleur du sol de l'abdomen jaune chez le mâle, principalement brun foncé à noir chez la femelle. Cerque mâle long et étroit, rapport longueur / largeur supérieur à 3,0 ; surstylus jaune, à apex arrondi ; longs processus allongés. Sternites femelle 8 avec une concavité longitudinale au milieu et un sommet en forme de quille (**Zumpt (1965 : 114)** ; **Grunin (1969 : 25)** ; **Pont (1973 : 698)**; **Soós and Minář (1986: 239)**; **Cogley (1991b)**; **Xue and Wang (1996: 2210)**; **Otranto et al. (2005)** ; **Colwell et al. (2006 : 5)** ; **Colwell et al. (2007)** ; **Zhang et al. (2016)** ; **Hoseini et al. (2017)** ; **Li et al. (2018)** ; **Yan et al. (2019)**).

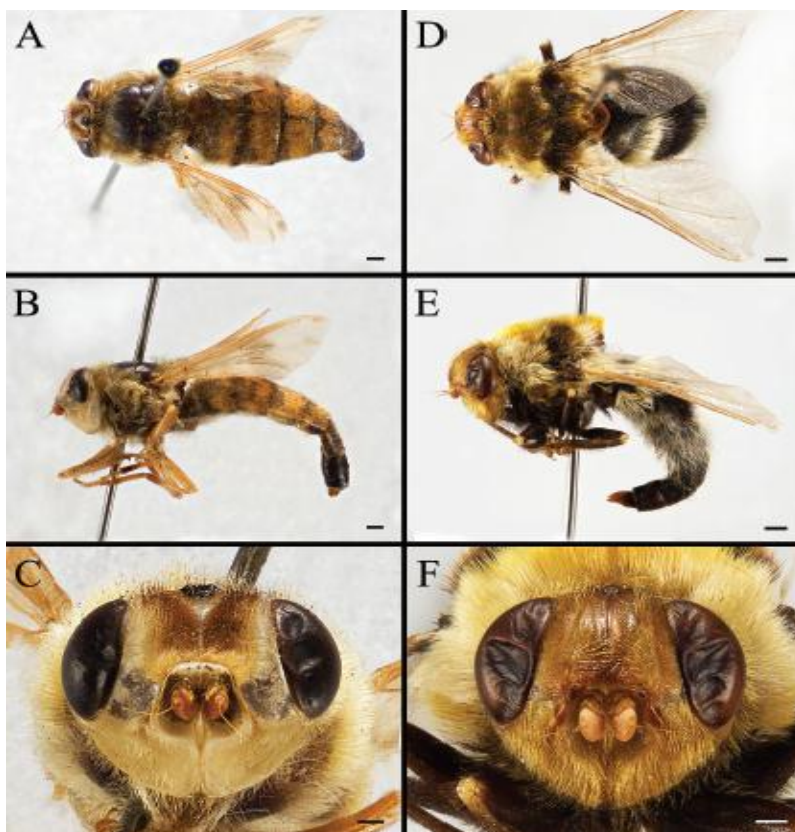


Figure 8 : Vue dorsale (A, D, G) et latérale gauche (B, E, H) de l'habitus, et tête en vue frontale (C, F, I) des espèces femelles de *Gasterophilus* A – C. *G. intestinalis* (De Geer); Chine (en MBFU) D – F. *G. nasalis* (Linnaeus); Chine (en MBFU). Barres d'échelle : 1 mm (A, B, D, E) ; 0,5 mm (C, F).

I.2.9. *Gasterophilus ternicinctus* (Geddoelst, 1912)

Figures 3G–I, 6E, F, 9G–I, 10I ; Tableau 1

Plaqué faciale nue. Aile avec des taches foncées avec des bords délimités. Distance entre les veines transversales r-m et dm-cu inférieure à la longueur de r-m. Meron avec soies non modifiées. Pattes brun jaunâtre, avec tibias et tarses plus ou moins foncés. Trochanter postérieur du mâle avec un long processus spatulé, de la femelle avec un tubercule ; tibia postérieur et tarse nettement aplatis chez le mâle, légèrement chez la femelle ; tarsomères 2–4 raccourcis chez les deux sexes, plus larges que longs. La couleur du sol de l'abdomen est jaune chez le mâle et la femelle. Cerque mâle allongé et large, rapport longueur / largeur d'environ 1,5 ; surstylus principalement noir avec une coloration jaune à la base et un sommet arrondi. Segment abdominal femelle 7 nettement plus long que large, sternites 8 strié longitudinalement au milieu et avec un sommet en forme de pédoncle (**Zumpt (1965 : 128) ; Cogley (1991b) ; Colwell et al. (2006 : 36).**

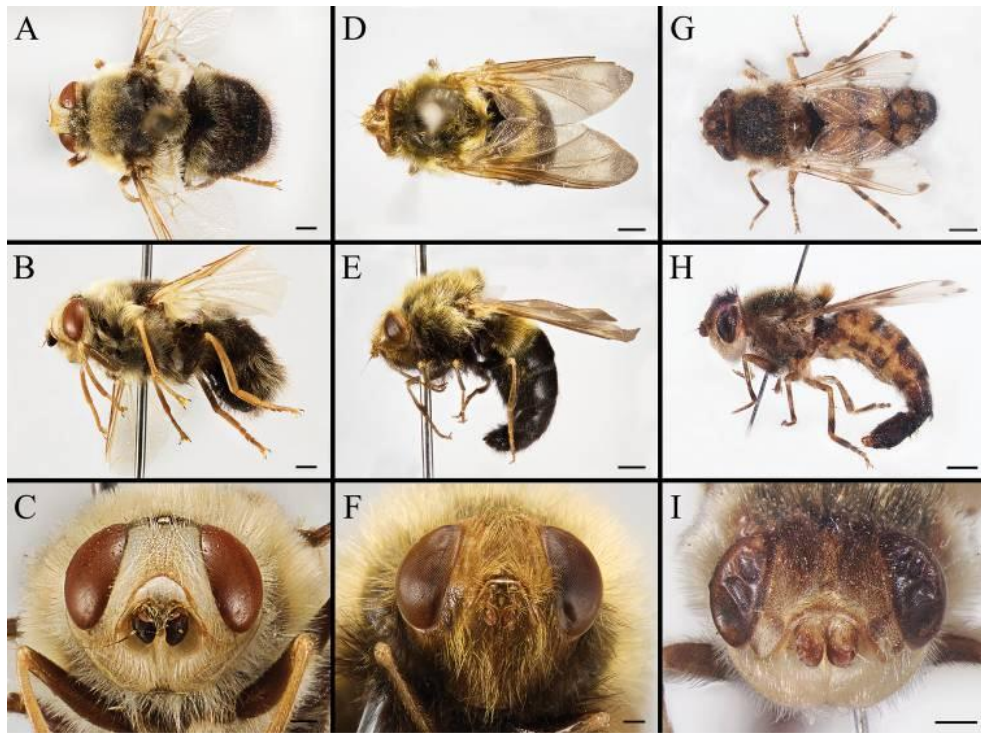


Figure 9 : Vue dorsale (A, D, G) et latérale gauche (B, E, H) de l'habitus, et tête en vue frontale (C, F, I) des espèces femelles de *Gasterophilus* A – C, *G. nigricornis* (Loew); Chine (en MBFU) D – F, *G. pecorum* (Fabricius); Chine (en MBFU) G – I; *G. ternicinctus* Geddoelst; Kenya (dans NHM). Barres d'échelle : 1 mm (A, B, D – E, G, H); 0,5 mm (C, F, I).

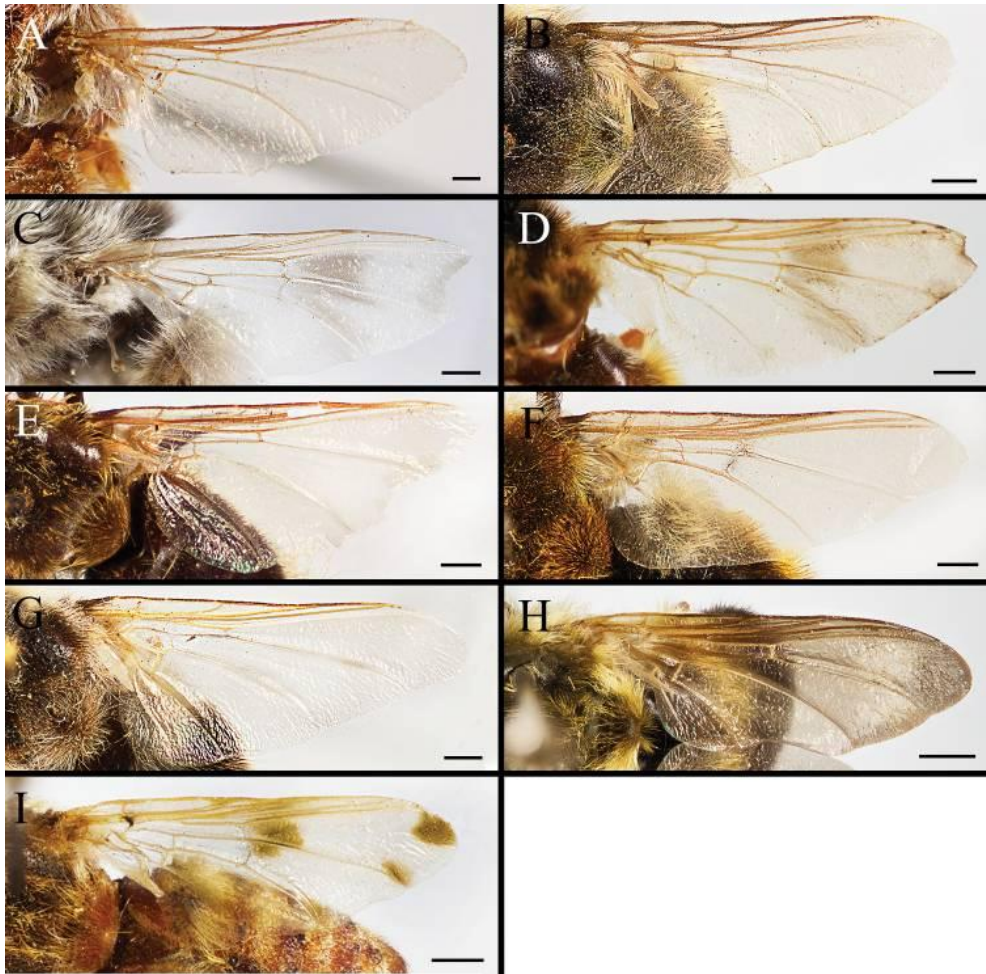


Figure 10 : Aile de l'espèce *Gasterophilus*, avec A – C modifié de **Li et al. (2019)** A *G. flavipes* (Olivier) B. *G. haemorrhoidalis* (Linnaeus) C, *G. inermis* (Brauer) D, *G. intestinalis* E, *G. meridionalis* (Pillers & Evans) F, *G. nasalis* (Linnaeus) G ; *G. nigricornis* (Loew) H *G. pecorum* (Fabricius) I, *G. ternicinctus* Gedoelst. Barres d'échelle : 0,5 mm (A – C); 1 mm (D – I).

Tableau 1 : Histoire naturelle des espèces de *Gasterophilus*.

Espèces	Développement embryonnaire / j	Stratégie d'éclosion	Développement du 1 ^{er} stade	Développement du 2 ^{ème} et 3 ^{ème} Stade	Période pupaire	Hôtes	Nombre d'œufs / femelle	Site d'accouplement	Site de ponte	Arrangement des œufs	Comportement d'oviposition	Longévité /j	Références majeures
<i>G. pecorum</i>	5/8	Stimulée par l'hydratation et la friction fournie par l'ingestion des hôtes	Pénètre la muqueuse buccale des hôtes migre vers le palais mou et la racine de la langue, occasionnellement le pharynx	Mue aux 2 ^{ème} et 3 ^{ème} stade au site oral le 3 ^{ème} stade migre vers l'estomac et s'attache à la muqueuse	12-21	* zèbre de burchell * âne domestique * cheval domestique * âne sauvage de Mongolie * onagre persan * cheval sauvage	1300-2600	Autour de l'hôte	Pas sur l'hôte principalement sur la pointe des brins, d'herbe et aussi sur les tiges des plantes	En rangées (groupe de 10 à 15 œufs / lot)	La femelle pond continuellement plusieurs œufs a un endroit avant de voler vers une autre position	1-4	Zumt 1965 Colwell et al 2006 Hoseini et al 2007 Huang et al 2016
<i>G. ternicinctus</i>	NA	NA	NA	2 ^{ème} et 3 ^{ème} stade trouvées dans l'estomac	20-27	* zèbre de burchell	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Zumt 1965
<i>G. flavipes</i>	NA	NA	NA	NA	NA	* âne domestique (equus africanus asinus linnaeus) [spéculé par brauer sans preuves 1863]	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Brauer 1863 ; Li et al 2019
<i>G. haemorrhoidalis</i>	2	Stimulé par l'humidité du léchage ou de l'alimentation des hôtes	Pénètre l'épiderme des lèvres des hôtes et migre dans la bouche	Mouvement du 2 ^{ème} stade vers l'estomac et le duodénum les larves L3 se détachent après un certain temps, puis passent au rectum et se fixent a nouveau	15-26	* zèbre de burchell (Equagga buerchelli gray) *cheval domestique (E. ferus caballus linnaeus) * âne domestique * âne sauvage de Mongolie (E heminous pallas) * zèbre de montagne (E zèbre linnaeus) * cheval sauvage (E przewalskii polikov)	50-200	Autour de l'hôte	Poils le long des lèvres	Un œuf par cheveu	" Hit and Flee" : la femelle en plein vol entre rapidement en collision avec l'hote et depose un œuf, puis s'envole avant de répéter le processus	1-7	Dove 1918 ; Zumt 1965 ; Colwell et al 2006 ; Anderson 2006 ; Huang et al 2016
<i>G. inermis</i>	NA	Spontanée	Pénètre la peau des hôtes au site d'éclosion migre d'abord sous l'épiderme jusqu'au coin de la bouche puis sous la muqueuse a l'intérieur de la joue	Larves de 2 ^{ème} et 3 ^{ème} stades trouvées dans le rectum	21-26	* zèbre de burchell * cheval domestique * l'âne sauvage de Mongolie * cheval sauvage	320-360	Point de repère topographique (sommets d'arbustes / arbres perchés)	Base des poils sur les joues	Un œuf par cheveu	"Hit and Flee "	21-26	Zumt 1965 ; Colwell et al 2006 ; Anderson 2006 ; Huang et al 20196
<i>G. Meridionalis</i>	NA	NA	NA	Attaché à la muqueuse de l'estomac	28-31	* zebre de burchell	NA	NA	NA	NA	NA	NA	Zumt 1965
<i>G. intestinalis</i>	5	Stimulé par l'humidité et la friction fournie par le frottement et le léchage des hôtes	Pénètre la muqueuse dorsale de la langue des hôtes terrier de l'extrémité antérieure à l'extrémité postérieure, la voie de migration est presque parallèle à la marge latérale droite ou gauche de la langue	Les larves du 3 ^{ème} stade se trouvent généralement regroupées près de la limite de l'épithélium non glandulaire et glandulaire	7-21	X	400-1000	Autour de l'hôte point de repère topographique (sommets d'une colline, sommet d'arbustes / arbres)	Moitié distale des poils sur les pattes antérieures et la poitrine	Souvent plusieurs œufs trouvés sur un cheveu	La femelle plane lentement à un endroit et dépose rapidement plusieurs œufs avant de voler vers une autre position ou vers un autre hote	7-21	Dove 1918 ; Zumt 1965 ; Catts 1979 ; Cogley et al 1982 ; Colwell et al 2006 ; Huang et al 2016
<i>G. nasalis</i>	5/10	Spontanée	Migre en surface vers les espaces-interdentaires des hôtes	Mue au 2 ^{ème} stade sur les sites inter-dentaires migre vers le duodénum et se fixe près du pylore	16-24	* zèbre de burchell * âne domestique * cheval domestique * l'âne sauvage de Mongolie * cheval sauvage	300-500	Autour de l'hôte	Poils sur le menton	Habituellement un seul œuf par cheveu, mais parfois cinq ont été comptés	"Hit and Flee", une femelle non dérangée peut déposer jusqu'à 20 œufs sans quitter l'hote	1-12	Dove 1918 ; Zumt 1965 ; Colwell et al 2006 ; Anderson 2006 ; Huang et al 2016
<i>G.nigricornis</i>	3/9	Spontanée	Pénètre les hôtes et migrent d'abord sous l'épiderme jusqu'au coin de la bouche, puis sous la membrane muqueuse à l'intérieur de la joue	Mue au 2 ^{ème} stade dans la partie centrale de la joue migre vers le duodénum se fixe à la muqueuse et s'enkyste les larves du 3 ^{ème} stade quittent le kyste et s'attachent superficiellement a la membrane muqueuse	31-34	* âne domestique * cheval domestique * l'âne sauvage de Mongolie * cheval sauvage	350	NA	Base des poils sur la joue ou le cou	Un œuf par cheveu	" Hit and Flee "	NA	Zumt 1965 ; Colwell et al 2006 ; Anderson 2006 ; Huang et al 2016

I.3. Les larves

I.3.1. Larves du premier stade

- *G. intestinalis*

L1 : La larve I est fusiforme, grisâtre, plus ou moins translucide avec 13 segments pleins de petites aspérités, le 1er segment comportant 2 crochets buccaux. Elle possède à partir du 2ème segment, des rangées d'épines cuticulaires recourbées et mobiles. Sa taille est de l'ordre du millimètre. Du 2ème au 10ème segment, en plus des épines, on observe de longues soies. L'appareil buccal se compose de 2 lames labiales dentelées qui coupent les tissus. La larve L₁ ne possède pas d'organes de fixation. (Faucheux, M.J. 1976 ; Zumpt, F. 1965). Les L₁ sont de type metapneustique, c'est-à-dire que leur trachée s'ouvre à l'extrémité postérieure.

- *G. nasalis*

L₁ : Mesure 0,8 – 0,9 mm de long et est caractérisée par ces longues soies en plus des 9 rangées d'épines cuticulaires (Zumpt, F. 1965).

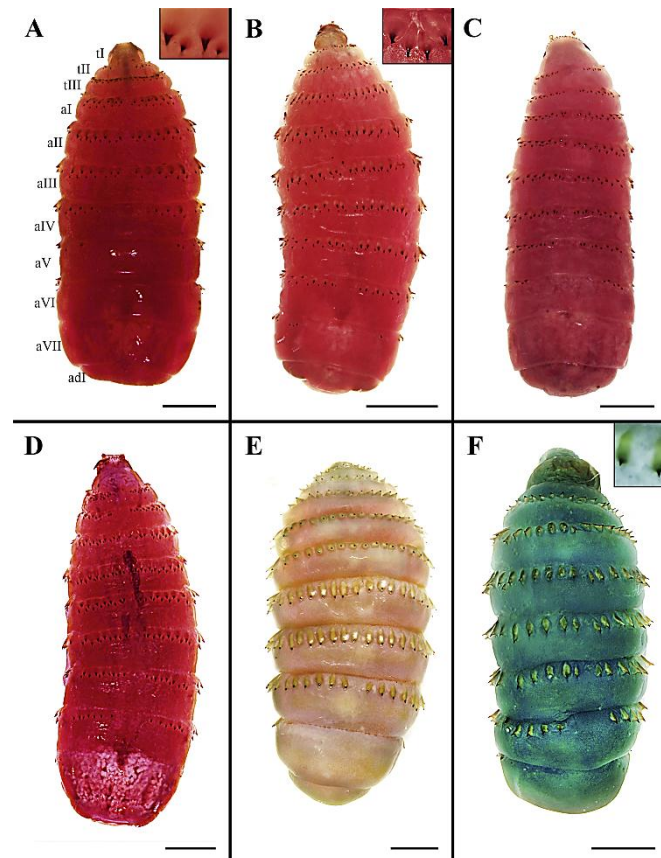


Figure 11 : Habitus dorsal des larves du troisième stade de *Gasterophilus*. (A) *G. pecorum*, présentant les épines pointues disposées en deux rangées dans la boîte. (B) *G. intestinalis*, montrant les épines émoussées disposées en deux rangées dans la case (C) *G.*

haemorrhoidalis. (D) *G. inermis*. (E) *G. nasalis*. (F) *G. nigricornis*, présentant les épines pointues disposées en une rangée dans la boîte. Barres d'échelle : A, C, D, E, F = 3 mm ; B = 5 mm. Abréviations : aI – aVII, segments abdominaux I – VII ; ad, division anale ; tI – tIII, segments thoraciques I – III.

- *G. haemorroïdalis*

L₁ : Elle est très similaire à celle de *G. intestinalis* (Zumpt, F. 1965).

- *G. inermis*

L₁ : Elle mesure 0,9mm et possède de dures épines qui s'étendent jusqu'au dernier segment. (Zumpt, F. 1965).

- *G. pecorum*

L₁: Elle présente une couronne d'épines recourbées sur le 1er segment. Les bandes transversales d'épines sont constituées de deux rangées par segment (Zumpt, F. 1965).

I.3.2. Larves du deuxième stade (Zumpt, F. 1965).

La larve L₂ représente un stade intermédiaire car elles sont très proches morphologiquement de LIII dont elles ne diffèrent que par la taille. Elle est toujours metapneumastique. La chambre stigmatique est fermée par deux lèvres mobiles (Faucheux, M.J. 1976 - Zumpt, F. 1965).

- *G. intestinalis*

Mesure 16mm, les épines de la 1ère rangée du segment médian sont 3 fois plus longues que celles de la 3ème rangée. Les bandes ventrales postérieures montrent une étroite ouverture médialement. Les crochets présentent une coupure en forme de selle.

- *G. nasalis*

Mesure 11mm, chaque rangée d'épines transverses est séparée de la suivante par un large interstice.

- *G. haemorrhoidalis*

Pas de concavité de la bouche. Trois rangées d'épines par segment. Les épines de la 1ère rangée sont deux fois plus longues que celles de la 3ème.

- *G. inermis*

Gonflement des deux derniers segments. Epines très fines en deux rangées.

- *G. pecorum*

Mesure 12mm, forme de cône fortement élargi postérieurement, épines jusqu'au 10ème segment (8ème dorsalement).

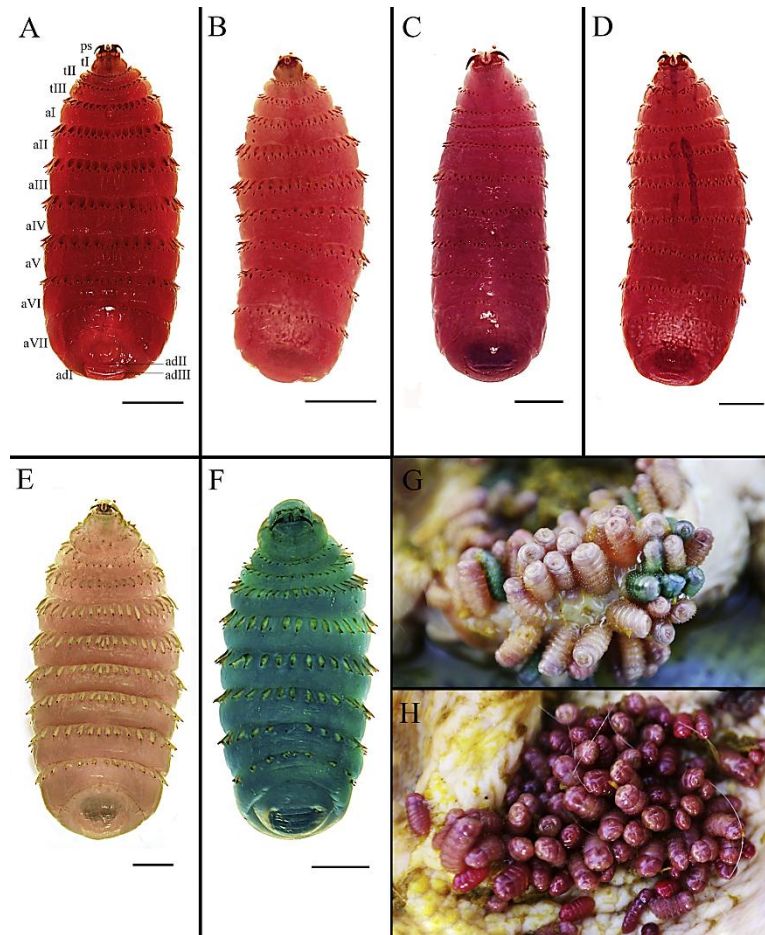


Figure 12 : Habitus ventral de larves de troisième stade de *Gasterophilus* et photographies écologiques de larves de *Gasterophilus* vivantes et fraîches attachées à la paroi de l'estomac d'un cheval domestique abattu (importé de Mongolie). (A) *G. pecorum*. (B) *G. intestinalis*. (C) *G. haemorrhoidalis*. (D) *G. inermis*. (E) *G. nasalis*. (F) *G. nigricornis*. (G) Troisième stade *G. nasalis* (rouge jaunâtre) et *G. nigricornis* (vert) regroupés près du pylore. (H) *G. pecorum*. Barres d'échelle : A, C, D, E, F = 3 mm ; B = 5 mm. Abréviations : aI – aVII, segments abdominaux I – VII ; ad, division anale ; adI – adIII, subdivisions I, II et III de la division anale; pc, pseudocephalon; tI – tIII, segments thoraciques I – III

I.3.3. Larves du troisième stade (Zumpt, F. 1965).

Le stade L₃ des larves qu'on retrouve dans le milieu extérieur permet la différenciation entre espèces. Cette larve possède 11 rangées d'épines cuticulaires, à partir du 2^{ème} segment, en couronne. Elles sont aplaties dorso-ventralement.

Les stigmates antérieurs sont situés sur le 2ème anneau. Le dernier anneau, arrondi, porte une petite cavité ventrale qui contient les deux stigmates postérieurs. L'appareil buccal comporte deux crochets mandibulaires et deux mâchoires en lame dentelée.

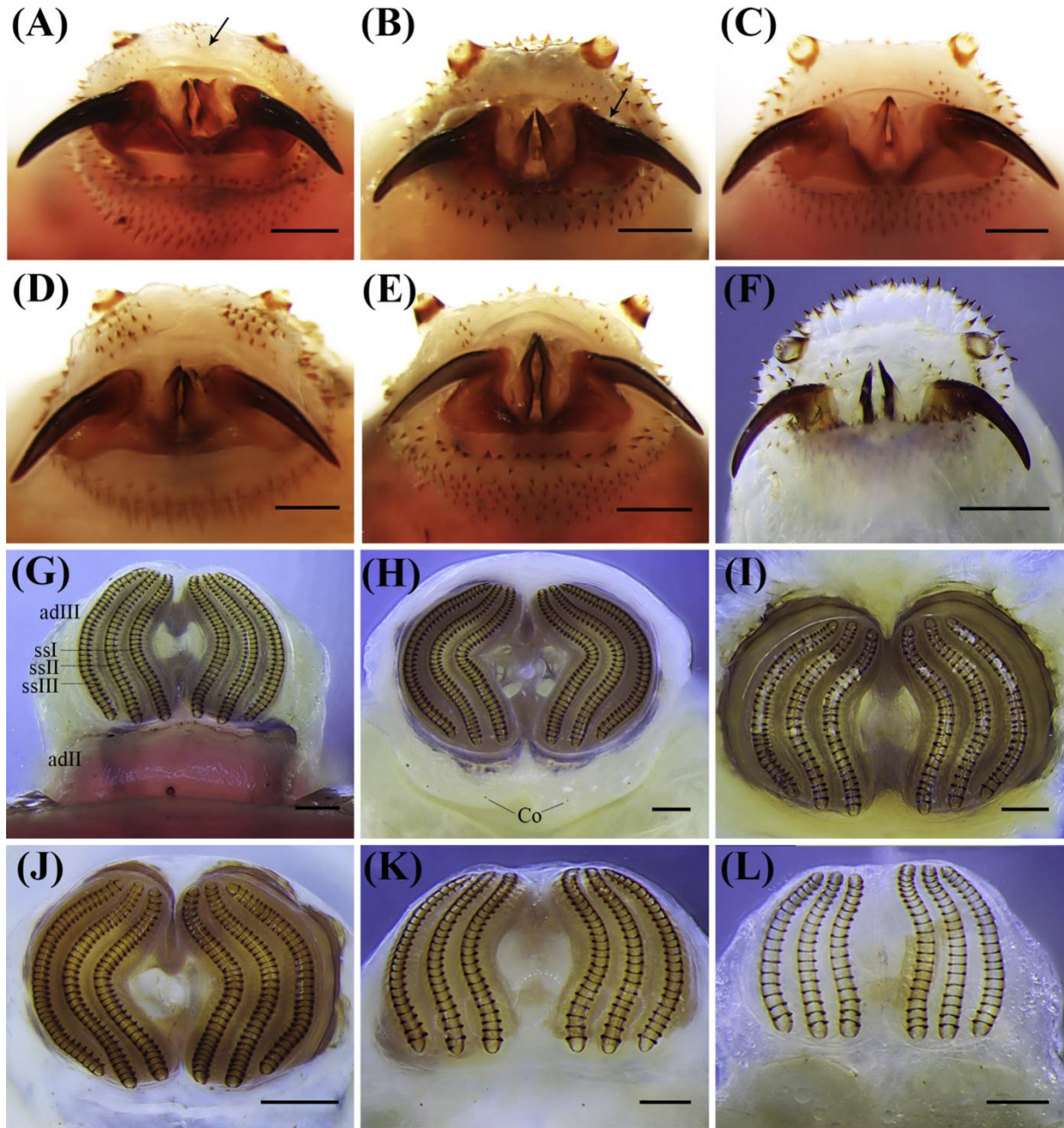


Figure 13 : Pseudocephalon et les rangées d'épines sur le premier segment thoracique (A – F), et les plaques spiraculaires postérieures (G – L) des larves du troisième stade de *Gasterophilus*. (A, G) *G. pecorum*, et la flèche en (A) indiquant les denticules médians. (B, H) *G. Intestinalis*, et la flèche en (B) indiquant l'excision en forme d'arc avant la courbure géniculée. (C, I) *G. haemorrhoidalis*. (D, J) *G. inermis*. (E, K) *G. nasalis*. (F, L) *G. nigricornis*. Barres d'échelle : A – L = 0,5 mm. Abréviations : adI – adIII, subdivisions I, II et III de la division anale ; Co, sensillum coeloconique; ssI – ssIII, fente spiraculaire I – III.

Les épines présentent sur l'ensemble des larves leur permettent de ramper sur l'hôte ; la fixation à la muqueuse gastrique se fait quand a-t-elle grâce aux deux gros crochets mandibulaires.

La larve fraîche de *Gasterophilus spp.* de troisième stade est distinctement colorée: rouge chez *G. haemorrhoidalis*, *G. inermis*, *G. intestinalis* et *G. pecorum* (figures 11A – D, 12A – D), jaune (ou jaune rougeâtre) chez *G. nasalis* (Fig. 11E, 12E) et vert chez *G. nigricornis* (Fig. 11F, 12F). Le corps est sous-cylindrique et composé d'un pseudo-céphale bilobé, fortement resserré (pc) (Figs. 11–13A – F), trois segments thoraciques (tI – tIII) (Fig. 11, 12), sept segments abdominaux (aI – aVII) (figures 11, 12) et la division anale (y compris trois subdivisions) (adI – adIII) (figures 11–13G). La plupart des segments du corps sont encerclés en avant par de fortes épines dirigées vers l'arrière disposées en une (*G. nasalis* et *G. nigricornis*) (figures 11E – F, 12E – F) ou deux (*G. haemorrhoidalis*, *G. inermis*, *G. intestinalis* et *G. pecorum*) (figures 11A – D, 12A – D). Les épines du corps sur les surfaces dorsale et ventrale sont émoussées chez *G. intestinalis* tandis qu'elles sont pointues chez les cinq autres espèces.

Pseudocephalon. Une paire de lobes gonflés- le complexe sensoriel antennomaxillaire - prend naissance dorsolatéralement de chaque côté du pseudo-céphale, et chaque lobe présente une sclérotisation en forme d'anneau distincte (Fig. 13A – F). Le complexe sensoriel antennomaxillaire est constitué d'un complexe antennaire (An), d'un palpus maxillaire (Mp), d'une sensille supplémentaire (As) et d'un ensemble de fosses supplémentaires (Ap).

Le complexe antennaire des six espèces de *Gasterophilus spp.* consiste en un dôme antennaire bas à peine plus haut que la cuticule environnante. Un anneau basal antennaire tout aussi bas et plutôt étroit est développé chez *G. nigricornis*, alors qu'il n'est pas évident chez les cinq autres espèces. Le dôme antennaire a des pores distincts le long de la marge chez *G. nigricornis* ou sur la surface du dôme chez les cinq autres espèces. Le palpus maxillaire possède trois sensilles basiconica (sb1 – sb3), dont une grande (sbI) et deux petites (sbII – sbIII), trois sensilla coeloconica (scI scIII) et un certain nombre de fosses.

Chez *G. nasalis* et *G. nigricornis*, le sbI est plus grand (rapport longueur-largeur > 2) et a des pores distincts. Un sensillum supplémentaire est situé dorsolatéralement à la surface de chaque lobe. Le pseudo-céphale porte des groupes de denticules antéro-ventraux, disposés comme une paire de groupes latéraux ventrad vers le complexe sensoriel antennomaxillaire chez toutes les espèces (Fig. 13B-F), et un groupe médian supplémentaire non apparié

formant un triangle chez *G. pecorum* (Fig 13A) [*G. meridionalis* afro-tropicale semble manquer complètement de ces denticules (Colwell et al., 2007)]. La partie exposée du céphalosquelette est composée de plaques orales appariée [Op; «Mandibules» sensu Colwell et al. (2007) et les crochets buccaux (Mh). Les plaques orales sont situées entre les crochets buccaux, avec une base épaisse uniquement chez *G. pecorum*, et des saillies pointues le long de la marge, qui sont plus longues à l'apex.

Chaque crochet buccal est courbé postérolatéralement en un arc en forme de U, fortement pointu, et se divise en deux parties : une partie basale rhomboïde et une partie apicale allongée et légèrement incurvée. La partie basale a une fosse circulaire ventromediale chez toutes les espèces et un amas clair de tubercules en forme de crête s'élevant de la surface antérieure chez *G. nigricornis* alors qu'indiqué uniquement dans les cinq autres espèces [*G. meridionalis* afrotropicale a également les tubercules en forme de crête (Colwell et al., 2007)].

La partie apicale est ornée de plaques polygonales longues ou courtes bien définies et recouverte de petits pores à l'exception de la face postérieure. Une série de fosses peu profondes (Sp) peuvent être trouvées dispersées sur la partie apicale ; elles sont ovoïdes et modestement développées chez *G. intestinalis*, et longues, élancées et bien développées chez *G. nasalis* et *G. nigricornis*. Le nombre de fosses peu profondes est plus élevé sur la face ventrale que sur la surface dorsale [*G. meridionalis* afrotropicale a de nombreux longs et minces fosses peu profondes (Colwell et al., 2007)]. Les fosses sont bordées de petites trichies avec une densité plus élevée sur la face ventrale que sur la face dorsale. *G. haemorrhoidalis*, *G. inermis* et *G. pecorum* n'ont pas ces fosses peu profondes.

La surface postérieure présente une ornementation en forme de tuile (To) formant deux rangées (« plaques angulaires » de (Cogley, 1999 : 440), chaque « tuile » ayant une marge proximale incurvée chez *G. intestinalis* et *G. pecorum* alors que cette marge est presque droite chez les quatre autres espèces. Les « tuiles » sont plus larges que longues, allongées uniquement chez *G. nigricornis*. Une bande ventrale médiane (Vb) divise complètement l'ornementation en forme de tuile chez *G. haemorrhoidalis*, *G. inermis*, *G. intestinalis* et *G. pecorum* mais seulement partiellement chez *G. nasalis* et *G. nigricornis*. Le lobe labial (L₁) est un processus médian situé sur la membrane reliant les deux crochets buccaux et équipé de saillies pointues de différentes longueurs, rarement entièrement lisse, et indistinct dans *G. nigricornis*.

Segments thoraciques et abdominaux : Le prothorax enveloppe en partie le pseudo-céphale. Le premier segment thoracique (tI) est caractérisé par la présence de quelques dépressions peu profondes avec une cuticle dorsalement rugueuse (Fig. 12E). Chez *G. nasalis* et *G. nigricornis*, le segment thoracique I montre une expansion en forme de plateau au-dessus du pseudo-céphale (figures 13E – F). Une paire de spiracles antérieurs est située latéralement sur la couture de connexion de tI et tIII, affichant un nombre de papilles dont chacune a une fente longitudinale et des trabécules internes. Les bandes épineuses sur tII sont absentes dorsalement chez *G. nigricornis* (figures 11F) et sont interrompues sur la surface ventrale chez *G. haemorrhoidalis* et *G. nasalis* (figures 12C, E).

Les épines de tIII sont absentes dorsalement chez *G. nigricornis* (Fig. 11F). Plusieurs sensilles trichoïdes sporadiques et une paire d'organes de Keilin (Ko) sont situés ventralement sur chacun des tI – tIII. Chaque organe de Keilin se compose de trois sensilles trichoïdes groupées, qui sont disposées en ligne chez *G. pecorum*, tandis que dans un triangle distinct chez les cinq autres espèces. Sur les segments abdominaux, les épines corporelles sont absentes dorsalement sur aVII chez toutes les espèces (au plus avec quelques épines dorsolatérales); chez *G. pecorum*, les bandes épineuses sont largement interrompues dorsomedialement sur aIV et aV, et complètement absentes dorsalement sur aVI et aVII (Fig. 11A).

Division anale : La division anale est totalement dépourvue d'épines et est formée par trois subdivisions : une plus grande (adI) comprenant la majeure partie de la division anale, une deuxième plus petite composée de deux rebords en forme de lèvres (adII), qui renferme la troisième consistante presque entièrement des plaques spiraculaires légèrement surélevées (adIII) (Fig. 11, 12, 13G – L). L'adII est équipé de dix sensilles, quatre sensilles coeloconiques (Co) sont réparties à égale distance sur la lèvre dorsale, deux sont situées à mi-chemin sur la lèvre ventrale, et une paire de lobes gonflés, peu visible uniquement chez *G. nigricornis*, est disposé latéralement sur la lèvre ventrale, chaque lobe portant un sensillum trichoïde (Tr) et une sensille coeloconique (Co). Tr et Co ont la même longueur chez *G. intestinalis*, *G. nasalis*, *G. nigricornis* et *G. pecorum*, tandis que Co est plus long que Tr chez *G. haemorrhoidalis* et *G. inermis*. Ventralement, la membrane de connexion de l'adII et de l'adIII est équipée de nombreuses microtrichies en forme de cheveux et de rangées de spinulation en forme de palissade dans diverses configurations.

Chez *G. pecorum*, les spinulations sont principalement non ramifiées, quelques-unes à deux branches symétriques ; tandis que chez les cinq autres espèces, les spinulations sont principalement ramifiées, avec au moins deux branches symétriques chez *G. haemorrhoidalis* et *G. intestinalis*, et des branches asymétriques et irrégulières chez *G. inermis*, *G. nasalis* et *G. nigricornis*. Chaque plaque spiraculaire (sur adIII) est composée de trois fentes spiraculaires courbes (SsI, SsII, SsIII) avec des marges internes dentelées (Fig. 13G – L), à travers lesquelles on peut observer des tissus trabéculaires irréguliers. SsI montre une courbe abrupte et presque à angle droit à mi-longueur chez *G.intestinalis* (Fig.13H), un angle d'environ 100 ° chez *G.inermis* (Fig.13J), et un angle nettement obtus chez les espèces restantes (Fig . 13G, I, K, L). Une protubérance membraneuse, longue ou courte s'étend vers l'arrière et a été observée chez toutes les espèces.

I.4.Les œufs

L'examen des œufs de *Gasterophilus spp.* a montré que tous possèdent un micropyle encastré dans le pôle antérieur, un opercule bien circonscrit, et une zone développée en organe d'attachement (OA). L'OA de Type-II se trouve uniquement sur Les Œufs de *G.pecorum* là où il est utilisé pour l'adhérence sur des surfaces planes.

Les Œufs des sept autres espèces ont l'OA de type I utilisé pour saisir les tiges de cheveux (Cogley's. Anderson, 1983).

L'OA de type I est situé ventralement bien que certains développements se produisent en arrière. Le degré de développement postérieur varie d'un petit bouton chez *G.nasalis* à une extension en forme de queue chez *G.haemorrhoidalis*.

Des stries résultant des limites des lamelles chorioniques (Figs 1, 2) sont présentes sur l'œuf proprement dit de chaque espèce, sauf celles de *G.pecorum*. L'œuf de cette dernière espèce n'a pas de stries mais possède à la place un léger motif polygonal. Un tableau des autres caractères des œufs de *Gasterophilus spp.* est présenté dans le **Tableau 2**.

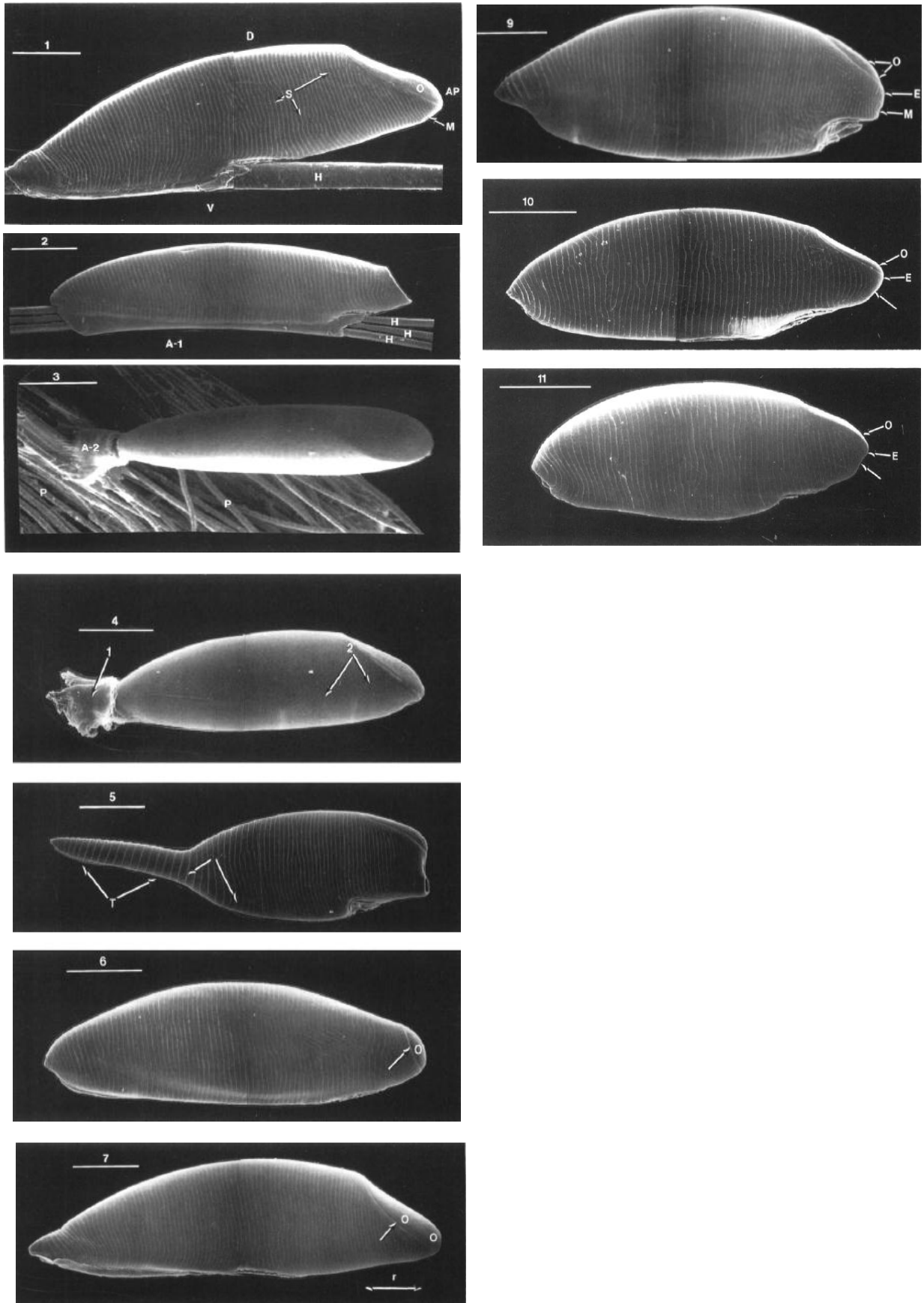


Figure 14: Description morphologique des oeufs de *Gasterophilus* spp.

Légende :

- (1) : Œuf de *G.intestinalis* attaché à la tige de crin de cheval (H). Pôle antérieur (AP), dorsal (D), ventral (V), stries (S), opercule (O) et zone micropylaire (M). Barre = 0,20 mm.
- (2) : Œuf de *G.nasalis* attaché à trois crins de cheval. Œuf récolté en 1977. La saisie de l'œuf aux cheveux est possible par l'organe de fixation de type I (A-I) dont seuls les composants extérieurs peuvent être appréciés. Barre = 0,20 mm.
- (3) : Œuf de *G.pecorum* attaché à la plante alimentaire (P) par son organe de fixation de type II (A-2). Barre = 0,20 mm.
- (4) : Œuf de *G.pecorum* avec son organe de fixation distinctif en forme de balai sur le pôle postérieur (flèche 1). Surface de l'œuf et de l'opercule porte un motif polygonal (flèche 2). Barre = 0,20 mm.
- (5) : Œuf de *G.haemorrhoidalis* avec une saillie en forme de queue très allongée au pôle postérieur (T). Striae sur la surface des œufs est exceptionnellement bien développée (flèches). Bar = 0,20 mm.
- (6) : Œuf. de *G.nasalis* à partir d'un spécimen de 1922. Remarquez un petit opercule caplique (O) formant le pôle antérieur de l'œuf. L'Operculum sulcus (flèche) forme une ligne droite sur le profil. Comparer à un œuf de *G.nasalis* similaire sur des cheveux pris en 1977 (Fig. 2). Bar = 0,20 mm.
- (7) : Œuf de *G.intestinalis* provenant d'une femelle capturée en 1922. Le ventrum de l'œuf est soulevé (r) du plan horizontal (double flèche) au pôle antérieur. L'operculum sulcus (flèche) forme un arc dirigé ventralement. Comparer avec œuf sur cheveux de 1977 (Fig.1). Barre = 0,20 mm.
- (8) : Œuf de *G.ternicinctus*. Notez sa similitude étroite avec *G.intestinalis* (Fig.7). Le ventrum de l'œuf est pratiquement de niveau 0-r) avec le plan horizontal (double flèche). Barre = 0,20 mm.
- (9) : Œuf de *G.meridionalis*. La partie la plus antérieure de l'œuf est émoussée. La région micropylaire (m) est apicale. L'opercule (O) et l'œuf proprement dit (E) forment le pôle antérieur. Barre = 0,20 mm
- (10) : Œuf de *G.nigricornis*. La partie la plus antérieure de l'œuf est uniformément effilée vers un sommet. Le micropylar la région (m) est sous-apicale et ventrale, mais non déprimée. L'opercule (O) et l'œuf proprement dit (E) forment la partie antérieure pôle. Barre = 0,20 mm.
- (11) : Œuf de *G.inermis*. Notez la région micropylaire déprimée sur la vue latérale (flèche) qui est absente dans *G.nigricornis* (Fig.10). Barre = 0,20 mm.

Tableau 2 : Caractères discriminatoires des œufs de *Gasterophilus*.

Espèces	<i>pecorum</i>	<i>haemorrhoidalis</i>	<i>meridionalis</i>	<i>nasalis</i>	<i>intestinalis</i>	<i>ternicinctus</i>	<i>nigricornis</i>	<i>inermis</i>
Couleur	Marron foncé-noir	Marron foncé-noir	Jaunâtre-orange	Blanchâtre-jaune	Jaunâtre	Jaunâtre	Jaunâtre-orange	Jaunâtre
Longueur (mm)	1.075+/- 0.005 (n=10)	1.326+/- 0.044(n=10)	1.232+/- 0.007(n=10)	1.223+/- 0.041(n=10)	1.337+/- 0.050(n=10)	1.218+/- 0.032(n=10)	0.871+/- 0.003(n=10)	0.860+/- 0.009(n=10)
Plus grande hauteur (mm)	0.231+/- 0.005(n=10)	0.320+/- 0.015(n=10)	0.440+/- 0.009(n=10)	0.291+/- 0.009(n=10)	0.358+/- 0.023(n=10)	0.322+/- 0.013(n=10)	0.301+/- 0.014(n=10)	0.337+/- 0.015(n=10)
Position du micropylaire	Subapical - ventrale	Apicale	Apicale	Subapicale-ventrale	Subapicale-ventrale	Subapicale-ventrale	Subapicale-ventrale	Subapicale-ventrale
Position de l'opercule	Apicale	Dorso-apical	Dorso-apicale	Apicale	Apicale	Apicale	Dorso-apicale	Dorso-apicale
L'opercule forme le pôle antérieur	Oui	Oui	Non	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui
La région micropylaire forme le pôle antérieur	Non	Oui	Oui	Non	Non	Non	Oui	Oui

I.5. Biologie et cycles des parasites

I.5.1. Cycle général

Les gastérophiles suivent généralement un cycle de vie annuel, c'est-à-dire, avec une génération chaque année (**Dinulesco, 1932 ; Zumpt, 1965 ; Kettle, 1984**). Mais dans certaines régions du globe la cyclicité est inapparente et l'infestation peut être permanente (**Zumpt, 1965 ; Mory B.J, 1990**).

a) Phase libre (**Fred, W.K., Vichitr, S., Lyons, E.T., Drudge, J.H.1979, Zumpt, 1965**)

La forme imago a une vie très brève (2 à 5 jours environ et selon les espèces), uniquement consacrée à la reproduction dont la quelle il n'ya pas de prise de repas. Son activité est diurne, lors des maximums de température. L'émergence de l'imago à partir de la



Figure 15 : Oviposition d'une femelle Gastérophile (**D'après Frahm**)

Nymphe a lieu pendant les mois chauds (juillet – aout - septembre), 10-20 jours après l'émission des larves L₃ dans les crottins jusqu'à 28 jours chez *G.Intestinalis* et même plusieurs mois sous certaines conditions (**Kettle. D.S, 1984**). Mais cette latence peut être prolongée à plusieurs mois en cas de mauvaises conditions météorologiques. Les conditions optimales pour l'émergence des imagos sont 38°C et 80 à 92% d'humidité (**Edwards, G.T, 1982**), en dehors ces normes les adultes peuvent avoir des anomalies au niveau des ailes et de la tête notamment.

Les pièces buccales qui étaient peu développées chez les adultes sont transformées en sensilles, organes olfactifs qui ont un rôle important dans la recherche du partenaire et de l'hôte (**Faucheux.M.J, 1977**).

L'accouplement a lieu rapidement après l'émergence, en vol, au voisinage de chevaux isolés ou en petits groupes. Il peut durer une demi-heure. La fécondation se termine au sol en 3 à 4 minutes (**Kettle, D.S, 1984**).

La ponte est effectuée en vol à l'aide de l'oviscape évaginé des gastérophiles, chaque œuf se fixe alors instantanément sur le poil par une substance gélatineuse, collant très fort en séchant.

Les adultes pondent en été entre 160 et 2400 œufs sur les poils, excepté *G. pecorum* qui pond sur l'herbe. Zumpt.F1965 a observé, plusieurs fois, un début de ponte moins de deux heures après le premier essor chez *G. Haemorrhoidalis*.

La ponte a lieu aux heures les plus chaudes de la journée, la femelle tourne autour du cheval puis pond brusquement un œuf sans se poser et repart pour revenir une minute après être commencer. L'oviposition se fait sur des hôtes multiples (**Bussieras, J., Chermette, R.1991, Kettle, D.S., 1984**).

Les lieux de prédilection sont surtout la face interne des carpes, l'avant-bras les épaules, sur ou sous la crinière, le grasset et la région des tarse (**Bricard, P. et Pfister, K. 1997**).

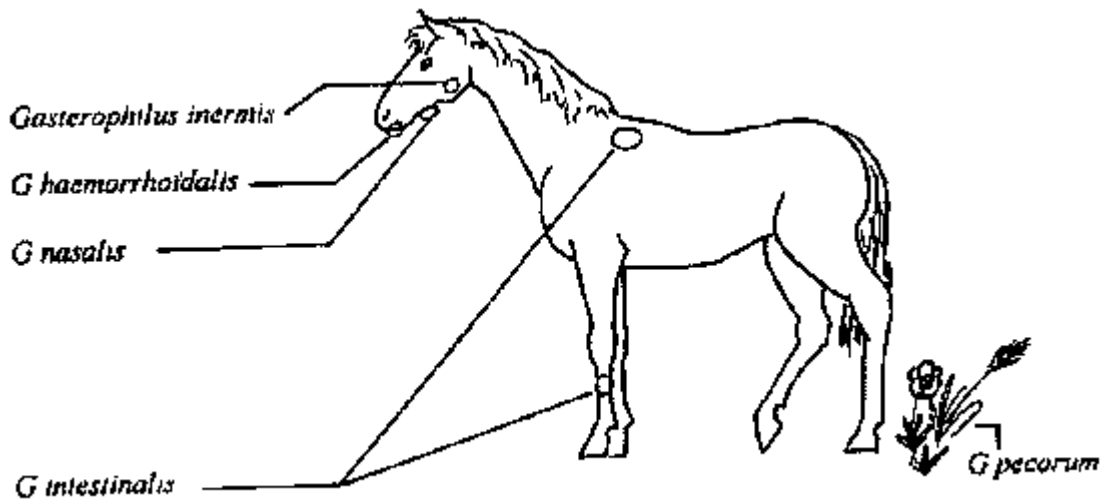


Figure 16 : Lieux de ponte des Gasterophilus (d'après BRICARD, P., PFISTER, K.1997)

b) Cycle biologique par espèce (Phase parasitaire)

- *G. intestinalis* (Bussieras, J., Chermette, R.1991- Zumpt,F. 1965)

La femelle pond 400 à 1000 œufs selon les auteurs. La localisation des œufs sur le cheval dépend de l'espèce de gastérophiles. Dans plus de 70% des cas, ils sont pondus sur les

antérieurs ou le garrot surtout dans les zones corporelles sombres. On trouve fréquemment plusieurs œufs sur un même poil. Ce sont des lieux que le cheval peut facilement atteindre et lécher soit seul soit par léchage mutuel entre chevaux du même paddock.

L'éclosion des œufs de *G. intestinalis* fait suite à la réponse à plusieurs conditions ; les premières larves sont libérées sur la peau du cheval, ce qui engendre un prurit, c'est alors l'excitation mécanique due au léchage et à la salive du cheval qui engendrent la perte de l'opercule et la libération des autres larves L₁. Après la ponte, la larve L₁ éclot en général en 5 à 10 jours mais cette période peut aller jusqu'à plusieurs mois si les conditions ne sont pas adéquates. Les œufs embryonnés sont par contre tués par le gel. La température optimale se situe dans la fourchette de 10°C à 30°C (Zumpt. F, 1965).

Il semble que certaines larves (celles de *G. intestinalis*) muent de L₁ à L₂ dans l'espace interdentaire des molaires supérieures car des études (Cogley, T.P., Anderson, J.R., Cogley, L.J. 1982) ont montré la présence de lésions migratoires dans les espaces interdentaires de la cavité buccale. 95% des larves qui pénètrent l'espace interdentaire sont associées à de la gingivite au niveau des molaires supérieures. De même, les larves L₁ peuvent s'enfoncer dans la langue ou elles restent pendant 3 semaines dans des petites cavités jusqu'à doubler de volume.

Après ça, toutes les larves ne retournent pas à la surface des muqueuses pour atteindre l'estomac par simple déglutition. De nombreuses hypothèses ont été avancées concernant le passage de la cavité buccale ou de l'arrière gorge dans l'estomac. Les larves sont en principe avalées et passent de L₂ à L₃, fixées à la paroi gastrique entraînant une érosion profonde ulcéreuse. Mais certaines larves de *G. intestinalis* après avoir pénétré dans la cavité buccale migrent au travers de la sous-muqueuse de la région buccale vers l'estomac. Les autres L₂ migrent dans le pharynx en 24 jours environ et sont dégluties pour atteindre l'estomac où une troisième mue donne L₃.

En résumé la migration larvaire de *G. intestinalis* inclut la séquence buccale suivante :

- Creusement d'une galerie dans la muqueuse linguale, ces galeries s'étendent en direction caudale mais jamais au-delà de la papille de Vallate (papille gustative située près de la base de la langue).
- Invasion de l'espace interdentaire
- Attachement transitoire à la racine de la langue jusqu'à la base de l'épiglotte

- Mouvement vers l'estomac et fixation à la muqueuse du cul de sac gauche.

La larve L₂ de *G. intestinalis* se nourrit quasi exclusivement d'exsudats (occasionnellement de sang) libérés par les blessures qu'elle entraîne ; elle double ainsi rapidement de volume.

La larve L₃ se nourrit de lymphes et de mucus ; elle reste accrochée à l'hôte entre 10 et 12 mois (de septembre à juin de l'année suivante) puis elle se détache et est entraînée par le transit avec les crottins et parvient finalement dans le milieu extérieur au printemps.

Les larves L₃ peu mobiles s'enfoncent superficiellement dans un substrat meublé et humide. La pupaison se fait rapidement. On note le durcissement de l'enveloppe externe qui passe du rose au brun. Les larves LIII se transforment ainsi en nymphes.

- ***G. nasalis* (Zumpt.F.1965)**

La femelle pond 300 à 500 œufs en trois jours. Les œufs sont pondus au niveau des ganaches, l'éclosion des larves est spontanée, elles se déplacent jusqu'à la cavité buccale, L₁ envahit alors le tissu sous-gingival péri et inter-alvéolaire. Elle se transforme en L₂ et demeure sur place une vingtaine de jours, L₂ rejoint alors l'ampoule duodénale (dilatation de la première partie du duodénum, juste après le pylore, elle contient les papilles duodénales) ou elle mue en L₃. Cette larve de troisième génération s'y fixe.

- ***G. haemorroïdalis* (Bussieras, J., Chermette, R.1991 ; Zumpt.F, 1965)**

La femelle pond environ 160 œufs. L'humidité de léchage, de l'expiration ou de la prise alimentaire favorise l'éclosion des œufs embryonnés qui sont pondus au niveau des lèvres et des naseaux, surtout sur les poils courts de la lèvre supérieure. Les larves se déplacent jusqu'à la cavité buccale puis se fixent sur la muqueuse du cul de sac gauche de l'estomac, rarement dans le duodénum. Il n'y a pas d'implantation de L₁ au niveau buccal. En début de saison chaude, La L₃ se détache de la muqueuse gastrique pour gagner le rectum ou elle se fixe de nouveau près de l'anus et prennent une coloration verdâtre. Cette larve L₃ se détache et est libérée dans le milieu extérieur même en dehors des défécations.

- *G. inermis*

La capacité de ponte est de 320 à 360 œufs. Ces derniers, sont pondus sur les joues et l'éclosion est spontanée, les larves se déplacent jusqu'à la cavité buccale en creusant des galeries sous-cutanées, ensuite il y a une migration dans la sous-muqueuse buccale laissant des galeries 24 visibles à l'œil nu dans la face interne des joues. Les larves L₃ se fixent directement au rectum, ou elles séjournent dix mois (**Bussieras, J., Chermette, R.1991, Zumpt.F.1965**).

- *G. pecorum*

En quatre jours, la femelle peut produire 1300 à 2400 œufs. Les œufs sont pondus sur des feuilles et tiges de plantes surtout de graminées et sont ingères par les chevaux. Une fois dans la cavité buccale, les larves pénètrent la muqueuse, au niveau des lèvres, face dentale des gencives, des joues et du palais dur. Elles peuvent alors être entraînées par le bol alimentaire et s'implante au niveau de la sous-muqueuse laryngo-oesophagienne, ou stomacale plus rarement. Après dix mois d'implantation, la L₃ sort de la cavité buccale ou laryngo-oesophagienne ou elle est déglutit. Elle va ainsi jusqu'à l'estomac et suit le transit digestif(**Zumpt.F,1965**).

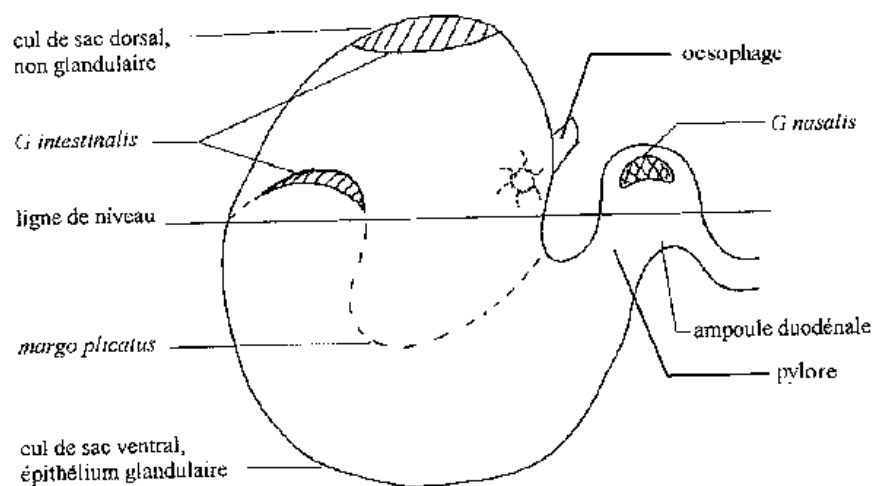


Figure 17 : Localisation préférentielle des LIII de *G. intestinalis* et *G. nasalis* (d'après GEORGI, J.R., GEORGI, M.1990)

I.6.Epidémiologie

Le genre *Equus* est le seul hôte possible et obligatoire des formes larvaires du genre *Gasterophilus* spp. Cette adéquation hôte parasite peut s'affiner par espèces ; par exemple, *G.intestinalis* est parasite du cheval domestique, de l'âne domestique, de leurs croisements et du Zèbre des Montagnes. Autrement dit, il s'agit d'une parasitose spécifique des équidés (chevaux, ânes, zèbres et divers croisements possibles) que l'on peut caractériser de manière très fréquente.

I.6.1. Pourcentage d'infestation par pays

Une enquête qui était faite dans un abattoir en Constantine sur 128 chevaux dans une période de 18 mois a révélé que 124 (96,9%) chevaux étaient infestés avec une intensité moyenne de 161 larves de *Gasterophilus* spp. Quatre espèces ont été identifiées *G.intestinalis*, *G.nasalis* étaient de loin les prédominants avec 95.3% et 77.3% respectivement, suivi par *G.haemorrhoidalis* 14.0% et *G. pecorum* 10.1%. (Kraouchi, D. E et al 2018)

L'âge, le sexe et la race n'ont pas affecté la distribution de l'infestation. Le second stade larvaire était absent entre avril et juillet et présent en nombre important entre décembre et février. De plus, les larves du 3eme stade étaient peu nombreuses, principalement de septembre à novembre. Conséquence de leur élimination fécale et suggérant que la période effective d'activité des adultes de *G.intestinalis* est l'automne.

Par conséquent, la dynamique de la population de *G.nasalis* montre que son activité est plus longue de deux mois et se produit plus tôt que celle de *G.intestinalis*. L'incidence d'infection de *G.pecorum* était liée au mois les plus pluvieux.

En Tunisie, sur 117 ânes examinés, 81 (62,2% +/- 8,3) ont été infectés par au moins un des espèces de *Gasterophilus* spp. suivantes (*intestinalis*, *pecorum*, *inermis* et *nasalis*). L'intensité de l'infestation et l'abondance étaient 56 et 38,8 respectivement. Le sommet de l'infestation était observé durant avril *G.intestinalis* (49,6% +/- 9) était l'espèce la plus répandue, suivi par *G.pecorum* (31.6% +/- 8.4), *G.inermis* (17.9 +/- 7) et *G.nasalis* (14.5 +/- 6.3). (Elati, K et al., 2018)

Parmi 72 femelles et 45 ânes mâles, 47 (75,5%) et 34 (65,2%) respectivement étaient infestés. De même il n'y avait pas de différence statistiquement significative de la prévalence

des infestations selon les groupes d'âge. Cependant l'intensité et l'abondance de l'infestation étaient plus élevées chez les jeunes animaux que chez les adultes.

Sur 81 animaux infestés, 38 (46,9%) étaient co-infestés par au moins deux espèces. Douze (14,8%) d'entre eux étaient co-infestés par *G.intestinalis* et *G.inermis* et dix étaient co-infestés par *G.intestinalis* et *G.pecorum*. Une triple co-infestation a été enregistrée chez 10 (12,3%) ânes. Six d'entre eux étaient co-infestés par *G.intestinalis*, *G.inermis* et *G.pecorum*. Tandis que trois ânes (3,7%) étaient infestés par les quatre espèces de *Gasterophilus*. Tous les ânes infestés hébergeaient les stades L₂ et L₃.

Le second stade larvaire de *G.inermis* était observé que durant le mois de novembre et décembre, tandis que le troisième stade larvaire s'est produit entre novembre et juin. L'intensité de l'infestation de *Gasterophilus* L₂ et L₃ a montré un pic pendant le mois de mai.

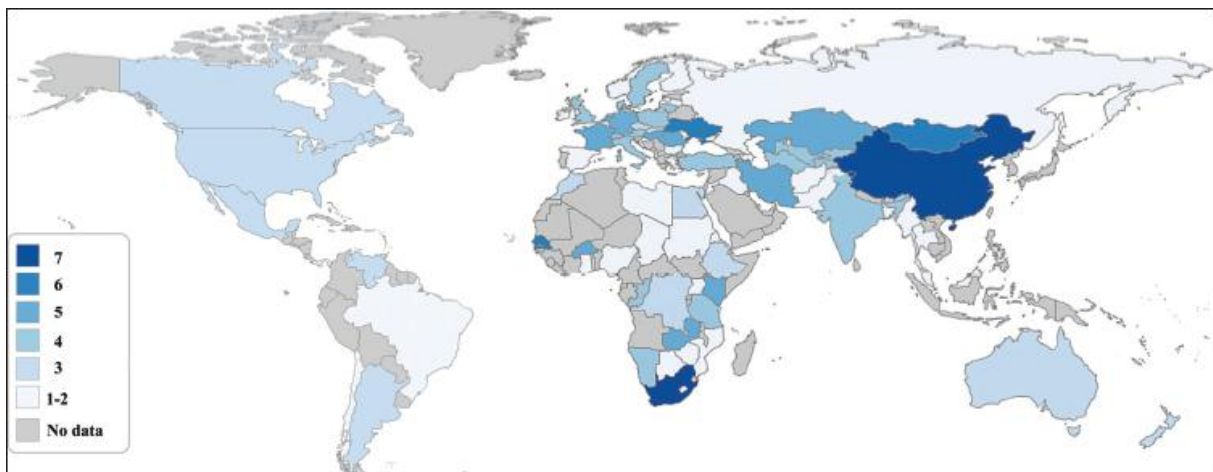


Figure 18 : Carte de la diversité des neuf espèces de *Gasterophilus* dans le monde, les différentes couleurs représentent le nombre d'espèces enregistrées dans un pays donné.

Le pic du troisième stade larvaire était en décembre. Les activités larvaires des quatre espèces de *Gasterophilus* ont été synchronisées, *G.intestinalis* et *G.pecorum* étaient les plus abondant suivi par *G.nasalis* et *G.inermis*.

En France, la gasterophilose est enzootique. En Normandie, Collobert (**Collobert, J-F, M,1993**) rapporte un taux d'infestation de 68,3% en 1993 et *G. intestinalis* y était le plus répandu. Dans d'autres pays d'Europe, on rapporte des prévalences de 40 à 100%. (**Hatch, C., Mccaughey, W.J., O'brien, J.J.1976**) rapporte en Irlande une infestation par *G. intestinalis* de 90% des chevaux autopsies et 28% pour *G. nasalis*. Dans le nord de l'Angleterre et dans le

pays de Galles, Edwards (**Edwards, G.T.1982**) a mis en évidence une infestation de 52,7% par *G. intestinalis* alors qu'il n'a pas vu de *G. nasalis*.

De même, en Allemagne du Nord, les études n'ont pu montrer la présence que de *G. intestinalis* sur toutes les espèces potentiellement décrites chez les chevaux (**Frahm, J.1982**). En Italie, après 4 années d'étude, Principato (**Principato, M.1988**) a pu dénombrer des larves de *G. intestinalis* (93,8%), *G. nasalis*(71%), *G. pecorum* (39,3%), et de *G. haemorroïdalis* (10,8%). Le nombre entre parenthèse étant la prévalence de chevaux infestés par ces larves pendant l'étude. Soulignons que près de 45% des chevaux étudiés n'étaient infestés que par une seule espèce.

L'espèce *G. intestinalis* apparaît donc prédominante. Une étude de 2005 en Italie (**Otranto, D., Milillo, P., Capelli, G., Colwell, D.D.2005**) montre une tendance certaine à l'extinction des autres espèces de gastérophiles au seul profit de *G. intestinalis*.

Une étude (**Lyon, S., Stebbings, H.C., Coles, G.C.2000**) dans les abattoirs anglais en 2000 rapporte 86% de chevaux infestés de larves de *G. intestinalis* et 8% par des larves de *G. nasalis*. Ces chiffres ne varient pas entre octobre et février y compris quand on compare le nombre de larves. C'est par contre le poids des larves qui changent et qui nous montrent que dans le sud-est de l'Angleterre, les larves L₃ s'observent à partir de décembre - janvier avec une multiplication par trois du poids des larves pendant ces deux mois.

Une étude complète en Suisse (**Bricard, P., Pfister, K. 1991**) dénombre les *G. intestinalis* sur 198 chevaux abattus de 6 mois à 23 ans. L'analyse montre 128 cas d'infestation (64,6%). La répartition des larves dessine la saisonnalité de cette parasitose puisque aucune larve n'a été trouvée en juillet et aout.

Seules des larves de *G. intestinalis* aux stades L₂ et L₃ ont été mises en évidence. 54,7% des chevaux infectés comptaient moins de 50 larves dans leur estomac pour la plupart situées dans la partie œsophagienne, tout près de la limite de la partie glandulaire de l'estomac. Au cours de cette étude, aucun cas n'a dépassé les 200 larves.

En Belgique 330 estomac de chevaux étaient examinés, 193 (58%) étaient infestés par le deuxième ou le troisième stade larvaire, un total de 8787 larves ont été collecté, dont 1585 larves identifiées *G.intestinalis*. La prévalence mensuelle varie de 9% en aout à 75% en novembre et décembre. Le second stade larvaire a été détecté d'aout à décembre, alors que le

troisième stade d'aout jusqu'à avril. L'intensité moyenne des gastérophiles varie de 8 en aout jusqu'à 29 en mars. La prévalence et le taux d'infection n'étaient pas affectés par l'âge des sujets. La prévalence de *G.intestinalis* a été significativement affectée par le sexe des chevaux. Les juments étaient plus infestées que les étalons et les hongres, mais le sexe n'avait aucun effet sur l'intensité de l'infection. (AGNEESSENS, J et al., 1998)

Au Burkina Faso 30 ânes examinés étaient tous infestés par des larves de *Gasterophilus* et 5 espèces ont été identifiées (*G. intestinalis*, *G.pecorum*, *G.nasalis*, *G.ternicinctus* et *G.haemorrhoidalis*).Le nombre total de larves recueillies était de 4647, soit un degré d'infestation moyen de 155 larves avec comme extrême 12 et 449 larves. (Kaboret, Y et al., 1986)

G.intestinalis était localisé dans l'estomac et l'intestin grêle, 30 ânes infestés (100 %) et avec un degré d'infestation moyen qui est de 67 larves par animal (8-350).*G.pecorum* localisé au niveau de l'estomac, le nombre de sujet infestés était 26 (86.7%), degrés d'infestation moyen 46 (8-82).Pour *G. nasalis*, sa localisation est dans l'estomac et l'intestin grêle, 26 sujets étaient infestés (86.7%) avec un degré d'infestation moyen qui est de 51 (7-120).

G.ternicinctus se localise dans l'estomac avec une prévalence de 8 (26.7 %) et un degré d'infestation moyen de 10 larves (3-13).

G.haemorrhoidalis se localise dans le rectum, présente une prévalence de 2 (6.7%) et un degré d'infestation moyen de 7 larves (4-9).

En Iran, des larves de gastérophiles ont été retrouvés sur 9 (16.07%) parmi 56 équines autopsiées. Trois espèces de *Gasterophilus* ont été identifiées (*G.intestinalis*, *G.nasalis* et *G.inermis*). En tenant compte du nombre total de larves collectées d'animaux infestés *G.nasalis* était l'espèce la plus commune (152/ 69,72%) suivi par *G.intestinalis* (34/ 15,59%), *G. inermis* en dernière position (32/ 14,67%). L'examen post mortem des équidés a révélé la présence de trois stades larvaires dominés par les larves de *Gasterophilus* spp. Les larves du second stade ont été retrouvées chez quatre équidés infestés, c'était *G.inermis*, *G.nasalis*. Un total de 192 larves du troisième stade a été collectées sur les équidés infestés.

I.6.2. Réceptivité et sensibilité

Tous les équidés sont sensibles et susceptibles d'être parasité par les larves de *Gasterophilus* mais à des degrés différents.

Parasite	Hôtes habituels
<i>G. intestinalis</i>	Cheval
	Ane
	Zèbre de Burchell
<i>G. nasalis</i>	Cheval
	Ane
	Zèbre de Burchell
<i>G. haemorrhoidalis</i>	Cheval
	Ane
	Zèbre de Burchell
	Zèbre des montagnes
<i>G. inermis</i>	Cheval
	Zèbre de Burchell
<i>G. pecorum</i>	Cheval (domestique)
	Ane (domestique) et croisement
	Zèbre des montagnes

I.6.3. Distribution géographique

Certaines espèces de gastérophiles se limitent à certaines régions du globe. *meridionalis* et *G. ternicinctus* ont eu une prédilection pour l'Afrique central et orientale jusqu'en Afrique du sud pour *G. ternicinctus*. *G. nigricornis* est surtout présente en Asie méridionale.

Les autres espèces de gastérophiles sont ubiquitaires. Tandis que *G. pecorum*, semble préférer le vieux monde, elle est considérée comme l'ensemble formé par l'Europe d'une part, l'Asie et l'Afrique septentrionales d'autre part (**Zumpt.F, 1965**).

I.6.4. Incidence saisonnière et climatique

La température ambiante assez chaude et le degré moyen de l'hygrométrie favorise la survie éventuelle de l'œuf embryonné et la brève vie des imagos. Les gastérophiles résistent mieux à la sécheresse que les œstridés (**Rastegev, 1984**).

La myiase digestive à gastérophiles se développera alors plutôt à la saison froide, dans les régions tempérées, de l'automne au printemps.

Price et Stromberg, (1987) ont apporté quelques corrections que l'on peut extrapoler, car elles sont liées à la biologie même des parasites. Si la cyclicité annuelle de *G. nasalis* est

assez stricte (arrêt de l'activité imaginaire l'hiver, parasitisme larvaire de l'automne au printemps), pour *G. intestinalis* l'étalement dans le même espace de temps est plus flou, avec un infléchissement du parasitisme larvaire plutôt en automne, conséquence de la viabilité plus longue de l'œuf embryonné. **Zumpt.F, 1965** par ailleurs, avait déjà noté la possibilité d'infestation permanente par *G. pecorum* et *G. intestinalis*, dans les régions chaudes.

I.6.5. Influence de l'homme

La nomadisation et la domestication des équidés ont joué un rôle très important dans la dispersion des gastérophiles. Avec le développement actuel, l'exportation ainsi que les rencontres internationales accentuent le mouvement.

G. intestinalis a été découvert après une saison de course dans une région d'Inde par **Mahalingam (1987)**.

Le rôle des zoos et parcs naturel reste à discuter, étant donné qu'il est difficile d'effectuer un contrôle sanitaire adéquat des espèces introduites que par des traitements systématiques et répétés.

I.7. Pathogénie et conséquences cliniques

I.7.1. Rôle pathogène (Waddell, A.H. 1972)

Les adultes indisposent les chevaux en volant autour mais ne piquent pas. Les larves ont une action traumatique et irritante. Il n'y a pas de spoliation directe mais quand le parasite est fixe sur le cul de sac droit de l'estomac qui est sécrétant, il gêne simplement la digestion.

Les crochets peuvent provoquer des coliques par irritation de la paroi. Si les larves obstruent le pylore, elles peuvent entraîner des coliques très graves pouvant aller jusqu'à la mort de l'animal.

Il faut faire la différence entre les troubles provoqués par la migration de L₁ et ceux provoqués par l'accrochement des L₃. Soulignons que les signes cliniques restent habituellement limités.

I.7.2. Conséquences cliniques

La sévérité des lésions orales et gastriques induites par les larves de Gastérophiles dépend du nombre de parasites présents, de la migration, des sites de développement et de fixation des différentes espèces, de la morphologie des crochets utilisés pour l'attachement et de la qualité de la réponse de l'hôte.

a) Larves de stade L₁ (Taylor, M.A., Coop, R.L., Wall, R.L.2007)

Du prurit est observé pendant la phase cutanée. On peut même voir une dermite serpigineuse lors d'infection par *G. inermis* ; c'est-à-dire des trajets sinueux intra-cutanés qui se dirigent vers la commissure des lèvres. On observe alors des petits boutons sur les joues puis une dépilation sur le trajet de la larve à partir du bouton en ligne convergente vers la commissure des lèvres. Cette dermite est très prurigineuse, entraînant érythème, croutes et souvent une surinfection à cause de l'inoculation des germes.

On observe des dysphagies lorsque les larves se fixent sur la muqueuse pharyngienne (cas de *G. haemorroïdalis*, *inermis* et *pecorum*) car elles gênent la déglutition et la mastication et peuvent entraîner du ptyalisme.

G. haemorroïdalis peut entraîner des troubles de la préhension lors de la migration de la larve L₁ au niveau des lèvres.

Les larves L₁ peuvent créer des ulcérations gingivales et linguales lors de leur migration. Le cheval ressent alors des douleurs dans la bouche (stomatites, gingivites) et des surinfections peuvent survenir.

G. pecorum laisse des cicatrices, sténoses ou dilatation résiduelle en zone oro-laryngée.

b) Larves de stades L₂, L₃ (Blagburn, B.L., Lindsay, D.S., Hendrix, C.M., Schumacher, J.1991)

Lors de la phase gastro-intestinale, on peut observer :

- Une gastrite chronique avec alternance de phases avec et sans appétit, un ramollissement des crottins et parfois des coliques post-prandiales. On voit un épaissement autour des points de fixation des larves. Le cheval infesté peut présenter une lassitude, des coliques récidivantes en hiver.

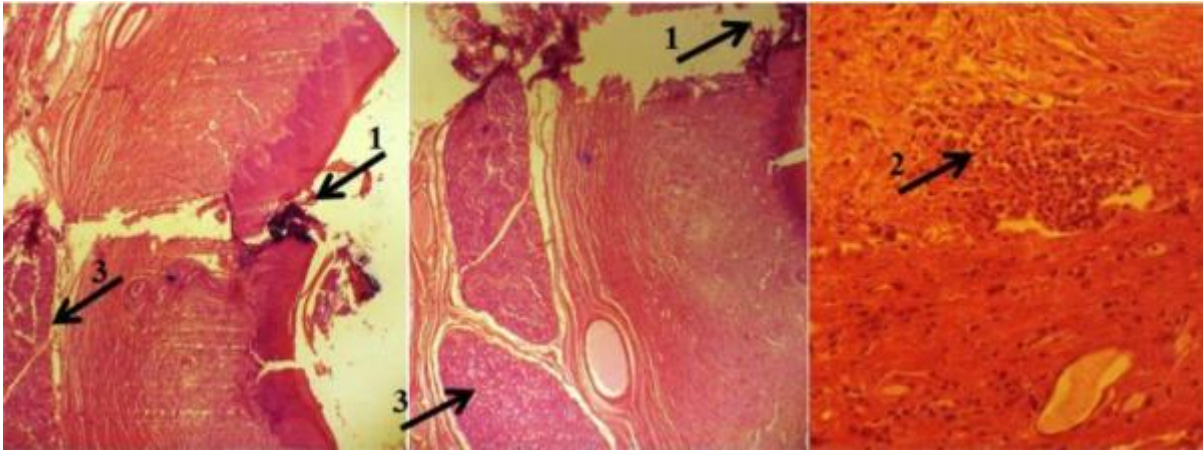


Figure 19 : Coupes transversales de myiase intraluminale, d'infiltration de cellules inflammatoires (1), de destruction épithéliale (2), d'hyperplasie de la glande œsophagienne (3). H et E. x40 (d'après : **SM Hoseini et al. 2017**).

- Des ulcères de la région œsophagienne, en effet, Waddel (**Waddell, A.H, 1972**) a déterminé que 19% des estomacs de chevaux qu'il a étudié contenait des ulcères de la région œsophagienne et que 92% de ces estomacs ulcérés étaient infestés de larves de *G. intestinalis*, deux abcès ont également été associés à la présence des larves.

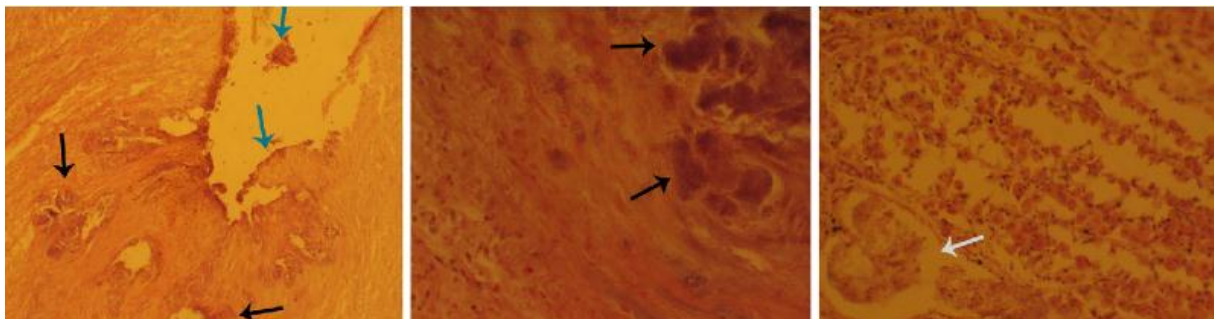


Figure 20 : Atrophie gastrique et destruction de l'estomac glandulaire (flèche bleue), calcification nodulaire (flèche noire), larve de *Gasterophilus* subsiste et débris nécrotiques (flèche blanche). IL. $\times 10$, $\times 40$, $\times 100$ (d'après : **SM Hoseini et al. 2017**)

- Des troubles de la sphère digestive postérieure avec des épreintes (douleur lors de la défécation), un fouaillement de la queue, du ténésme et parfois prolapsus rectal (lors d'infestation par *G. inermis* et *haemorroïdalis*).

- Des obstructions du pylore qui entraînent des coliques et parfois la mort de l'animal

- Des obstructions du canal cholédoque si une larve remonte ce dernier

- Cas extrêmes : perforation de l'estomac, splénite suppurative avec péritonite ou pleurésie suite à une fistule due aux migrations larvaires qui peuvent alors s'avérer mortelle.

- « Petit estomac gasterophilien » : lors des coliques a répétition en hiver et des gastrites chroniques chaque année, il se développe un tissu fibreux. On parle de « petit estomac gasterophilien ». Cliniquement on remarque un retard de croissance des jeunes et un amaigrissement a tout âge.

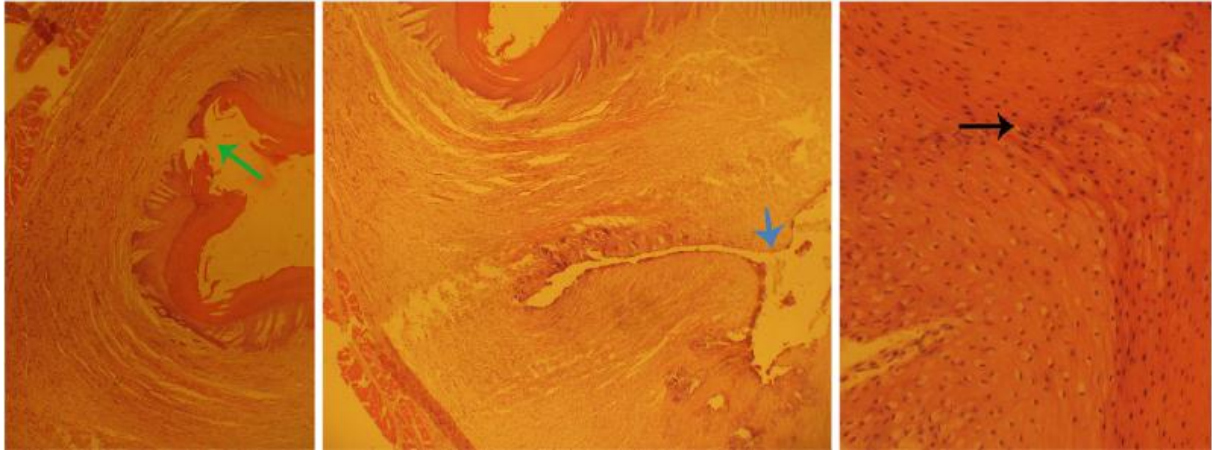


Figure 21 : Muqueuse interrompue dans l'estomac non glandulaire (flèche verte), atrophie gastrique et destruction de l'estomac glandulaire (flèche bleue), parakératose proéminente dans l'estomac non glandulaire (flèche noire). IL. $\times 10$, $\times 40$.

Généralement, les symptômes sont frustrés même si parfois il y a un nombre important de larves de parasites dans l'estomac. Cette faiblesse de signes cliniques peut être rapportée au rôle restreint de l'estomac par rapport à l'intestin dans le processus digestif de l'adulte et de plus, souvent, la partie parasitée est la partie non sécrétante de l'estomac (pour *G.intestinalis*).

Si les symptômes sont frustrés la plupart du temps, l'implication des gastrophiles dans les coliques a été démontré depuis longtemps. Dans un article de 1943 (**Underwood, P.C., Dikmans, G. 1943**), l'auteur présente un cas de colique gastrique terminé par une rupture de l'estomac et la mort de l'animal.

A l'autopsie, l'auteur observe de récentes péritonites, un estomac pratiquement vide d'ingestas ; des larves en masse attachées à la muqueuse de l'estomac. En tout, 200 larves attachées et encore un certain nombre dispersé dans la cavité péritonéale. La conclusion est que l'infestation est la cause immédiate de la mort de l'animal à cause des dommages importants causés par les larves.

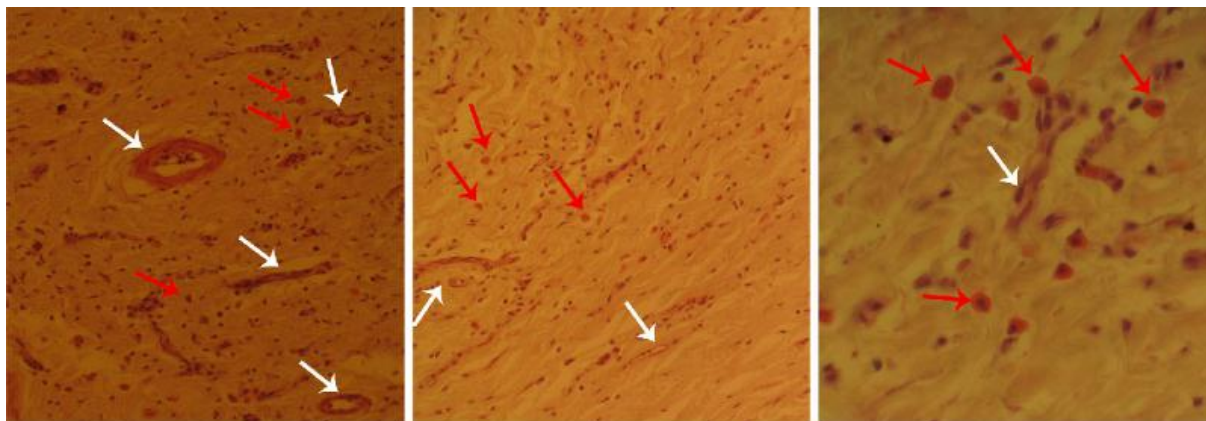


Figure 22 : Augmentation de la vascularisation (flèche blanche), infiltration diffuse des éosinophiles (flèche rouge) dans la muqueuse et la sous-muqueuse de l'estomac glandulaire et non glandulaire. IL. $\times 40$, $\times 100$ (d'après : **SM Hoseini et al. 2017**)

Cette infestation montre que ce n'est pas une cause peu fréquente de perturbations gastriques des chevaux en été (tôt dans l'année dans cette zone du Maryland). Plus récemment, en 2003 (**Lapointe, M., Celeste, C., Villeneuve, A. 2003**), un cas de péritonite septique conséquence de la présence d'une larve de gastérophiles a été diagnostiqué. Une jument adulte est présentée pour une crise aiguë de colique et fièvre. L'examen clinique et la paracentèse abdominale permettent de conclure à une péritonite septique et la jument est euthanasiée.

A l'autopsie, on observe une perforation focale partielle du colon ventral droit qui contenait une unique larve de Gastérophiles identifiée comme une larve L₃ de *G. intestinalis*. Elle était enfoncée profondément dans la couche musculaire et la sous-muqueuse du colon et entraînait une fuite du contenu intestinal à l'origine de la péritonite septique.

De même, en 1987, **Dart et al (Dart, A.J., Hutchins, D.R., Begg, A.P.,1987)** rapportent le cas d'une jument de 12ans, présentée pour amaigrissement, anorexie, ataxie et diarrhées faisant suite à des coliques. A l'autopsie, cet animal présentait une émaciation ainsi qu'un ictère généralisé ; une péritonite était associée avec des adhésions du colon à la rate hypertrophiée. L'inflammation due à ces adhérences est la cause d'une pleurésie. Toutes ces anomalies ont pour unique source, une gastrite suppurative de la portion non glandulaire de l'estomac suite à la perforation par les larves de *G. intestinalis*. Cette gastrite s'est étendue en une inflammation de la rate avec thrombose et phlébite de la veine splénique. Une bactériémie

par *Streptococcus zooepidermicus* a été mise en évidence, probablement due à cette cascade pathogénique.

Bien que les lésions provoquées par les gastérophiles soient impressionnantes, l'incidence pathologique de ce parasite, de façon surprenante, est faible. Les chevaux supportent d'importantes charges parasitaires sans que l'on puisse les mettre en relation avec des répercussions cliniques. Les larves et lésions rectales sont fréquemment (**Blagburn, B.L., Lindsay, D.S., Hendrix, C.M., Schumacher, J.1991**) des trouvailles lors de palpation transrectale.

L'absence de signes cliniques de cette parasitose chez le cheval tient vraisemblablement au fait que l'estomac a une importance mineure dans la physiologie digestive des équidés et particulièrement la région œsophagienne qui n'est pas formée par une muqueuse glandulaire mais par un épithélium stratifié. Cette région où la majorité des larves de *G. intestinalis* sont attachées a un rôle passif dans le processus digestif et il est improbable que les dommages superficiels détériorent la santé des chevaux infestés.

c) Symptômes communs liées aux différentes gastérophiloses

- *Signes généraux*

L'amaigrissement, la perte de poids chez les sujets jeunes, la manque de forme pour l'animal en exercice la baisse des performances, représentent le lot commun aux différentes parasitoses mais cela peut se retrouver à un certain degré. L'action spoliatrice des gastérophiles est cependant négligeable et on observe parfois aussi l'anémie, émaciation, cachexie et des signes exacerbés en cas de poly parasitisme (**Mory.B.J., 1990**).

- *Signes digestifs*

Le Ptyalisme est fréquent, les chevaux mâchent longuement et font des efforts de régurgitation plus particulièrement en fin d'été lorsque les larves L₁ et L₂ sont localisées au niveau de la muqueuse buccale.

L'implantation des L₃ dans la muqueuse stomacale et duodénale peut atteindre 700 voire 1000, ce qui occasionne un appétit capricieux, des coliques chroniques d'intensité modérée, une dysphagie ainsi qu'une dyspepsie (**Beunet. F, 1999**).

Un cas d'un cheval qui présentait des coliques de sable et dont l'autopsie révéla la présence d'un nombre très important de larves de *Gasterophilus* spp. dans l'estomac a été reporté par **Jeffery (1984)**. Les manifestations de type coliques obstructives sont surement rares.

Les symptômes souvent discrets en hiver s'intensifient dès le mois de février et peuvent rétrocéder en été après l'élimination des larves. Le volume disponible dans l'estomac peut se trouver réduit jusqu'à 50 pour 100 ce qui peut entraîner un certain retard de croissance chez le poulain ou une certaine baisse de forme. Chez les jeunes les épisodes diarrhéiques sont souvent observés. Le signe tardif constant et l'émission des larves matures.

I.7.3. Lésions

Des lésions de migration de la larve L₁, dans l'épiderme et la muqueuse buccale, aussi les lésions dans les espaces interdentaires dans la cavité buccale caractérisent la gasterophilose sur le plan lésionnel (**Cogley et coll, 1981, Bricard.P, et Psfister. K,1997**). Des ulcères au niveau de la bouche et des lèvres peuvent être visibles au cours de l'atteinte par les premiers stades larvaires.

Fixées par leurs rostrés à la paroi gastrique, les larves provoquent à chaque fois une érosion ulcéreuse profonde délimitée par une zone circulaire épithéliale hyperplastique dont l'origine d'une inflammation chronique de la muqueuse gastrique ou duodénale autour des points de fixation larvaires (**Brocard, 1991**).

Les coupes histologiques faites par **Brocard, 1991** et **Pfister**, ont mis en évidence dans et sur les plis de la muqueuse gastrique, des larves ayant un canal sous la muqueuse stomacale pour certain et d'autre se faufilent dans cette même muqueuse. Un aspect en « nid d'abeilles » ou appelé communément « petit estomac gasterophilien » caractérise l'ensemble de la lésion stomacale (**Beunet, F.1999**).

Les lésions souvent observées lors de contamination par *G.intestinalis* notamment *G. haemorrhoidalis* dans l'estomac sont l'atrophie de l'organe qui est rétracté avec un volume qui peut être réduit de 50% et une gastrite scléreuse hypertrophique qui se distingue par un épaississement de plus de dix fois et un aspect cartonné de la paroi gastrique.

Sur la muqueuse gastrique en particulier du cul de sac gauche, de nombreuses larves sont fixées en bouquet (**Beunet.F, 1999**). À leurs détachements on observe des ulcération de 2-4 mm au niveau des points de fixation. Les lésions duodénales et rectales rappellent celles de l'estomac. Quand les larves se détachent, ces alvéoles sont comblées par du tissu cicatriciel il n'en reste plus de traces au bout de plusieurs semaines (**Brocard, 1991**).

I.7.4. Les formes erratiques de gastérophiloses

Dans l'infestation par *G. intestinalis* la perforation de l'estomac n'est pas une éventualité rare et souvent suivie par une péritonite suraiguë et mortelle. Cependant, on peut mettre en évidence la présence de larves dans des localisations inhabituelle avec absence d'effraction pariétale. **Dietz (1984)** parle de la possible présence de larves dans le foie, le cerveau ou les ovaires.

Cas d'une jument qui a présenté à l'autopsie des larves vivantes L₃ de *G. intestinalis* et *G. nasalis* dans le péritoine, au niveau du diaphragme et de la séreuse stomacale. Il ne fut pas trouvé de lésions, même anciennes d'effraction du tube digestif. L'invasion était aseptique. On a conclu que les larves aient migrés directement dans la cavité abdominale.

Lors d'une inspection post mortem sur un cheval né en Italie dans un abattoir publique, deux larves de *Gasterophilus* spp. ont été détectées comme des excroissance en mouvement actif à l'intérieur du diaphragme. L'animal n'a présenté aucun signe clinique ante mortem apparait ni aucune lésion visible associée à une maladie antérieure ou en cours, et aucune autre larve n'a été détectée dans le tractus gastro-intestinal. (**Cavallero, S et al., 2017**)

I.8. Diagnostique et Pronostique

I.8.1. Diagnostique clinique des gastérophiloses

Le diagnostic de gasterophilose est difficile car la gasterophilose maladie est très rare et les signes d'appel ne sont pas du tout spécifique. Les larves de gastérophiles se rencontrent parfois dans le crottin, elles sont visibles à l'œil nu. Cette trouvaille est un motif d'appel du vétérinaire pour les propriétaires d'équidés peu expérimentés ; les autres se contentent de vermifuger.

I.8.2. Endoscopie

L'endoscopie intra orale devient une méthode courante de diagnostic sur des chevaux présentant des problèmes stomatologiques. Une étude (**Griss, R., Simhofer, H., 2006**) rapporte le diagnostic d'infestation par des larves L₂ de Gastérophiles dans l'espace interdentaire des dents maxillaires grâce à un endoscope. Ces animaux présentaient des problèmes masticatoires ou d'acceptation du mors.

On peut aussi utiliser un endoscope pour s'assurer de la présence de gastérophiles dans l'estomac mais vu la prévalence de cette parasitose, reste à déterminer si les troubles du cheval sont dus à elle. Un endoscope de 170cm s'avère suffisant pour des chevaux de 450-500kg. On peut pratiquer une sédation sur les chevaux et leur placer un tord-nez pour plus de confort pendant l'examen. L'endoscope est ensuite passé par une narine jusqu'à l'estomac.

I.8.3. Coprologie

La coprologie (**Brillard, P.1997**) ne permettra pas de dénombrer les œufs du parasite comme pour les helminthoses. Cependant, il est possible de voir les larves macroscopiques dans les crottins des chevaux lors d'évacuation spontanée au début du printemps. Quand on voit les larves dans les crottins, le cycle est terminé mais on doit en tenir compte pour déterminer un programme de prophylaxie. On peut également identifier les larves de gastérophiles dans les crottins par suite d'une vermifugation.

I.8.4. Examens complémentaires (Bru, C.1993)

- Formule sanguine : permet de rechercher les signes d'anémie et d'éosinophilie mais ces résultats ne sont absolument pas significatifs.

- Il existe une possibilité d'immunodiagnostic avec hémagglutination passive en tenant compte de la période d'infestation envisagée. On obtient le taux d'AC maximal après la 1ère mue des Gastérophiles et mise en évidence des anticorps à partir de la 3ème semaine d'infestation. Aucune diagnose d'espèce n'est réalisable grâce à cette méthode.

- Endoscopie des voies digestives comme décrit plus haut.

I.8.5. Diagnostique thérapeutique (Frahm, J.1982)

On pratique un diagnostic thérapeutique en s'assurant de l'expulsion de larves tuées, avec les crottins dans les jours suivant un traitement efficace.

I.8.6. Diagnostique nécropsique (Frahm, J.1982)

L'infestation peut être reconnue sur le cadavre soit directement par la recherche et l'identification des larves de gastérophiles dans l'estomac ou au niveau du rectum ; soit indirectement par observation de lésions à la suite de l'accrochement de *G. inermis* sur la muqueuse rectale.

I.9. Pronostique

Le pronostic est toujours à moduler en fonction de l'importance du parasitisme. La gasterophilose est le plus souvent bénigne mais les migrations peuvent provoquer des anorexies voire des coliques en cas de perturbation par L₃ de la vidange gastrique.

I.10. Traitement et prophylaxie (Foreyt, W.J.1997, Love, S.2003, Petit, S.2005)

I.10.1. Molécules disponibles contre les larves de Gastérophiles

Les deux seules molécules sur le marché français qui ont un spectre "gasterophilicide" dans leur Autorisation de Mise sur le Marche sont l'ivermectine et la moxidectine. L'efficacité de ces molécules a été testée à de nombreuses reprises sur tous les stades de Gastérophiles.

L'ivermectine et la moxidectine sont des membres de la famille des lactones macrocycliques, elles ont de nombreuses similitudes structurales qui expliquent leur mode d'action identique.

Leurs différences structurales expliquent par ailleurs les différences de dosage, de toxicité et de spectre d'activité. Les membres de cette classe d'anthelminthiques sont souvent comparés à l'ivermectine, et sont utilisées depuis 1981.

a) Avermectines

L'ivermectine est un puissant antiparasitaire aussi bien en usage externe qu'interne. C'est actuellement la molécule la plus utilisée en raison de son spectre exceptionnel. La posologie usuelle chez le cheval est de 0,2mg/kg.

- **Spectre** : elle agit sur tous les nématodes parasites des équidés mais aussi sur les larves de gastérophiles. Cette molécule est également utilisée chez les chevaux atteints de la gale (hors AMM).
- **Mode d'action (Prouvost, E.2005)**: quand le GABA se fixe sur son récepteur post-synaptique, cela provoque l'ouverture des canaux chlorure GABA-dépendants. Les ions Cl⁻ présents hors des cellules peuvent alors pénétrer dans les motoneurones ce qui crée une hyperpolarisation. Le potentiel d'action ne peut plus se propager et l'influx nerveux est stoppé. L'ivermectine se fixe sur des récepteurs qui se trouvent à côté de ceux pour le GABA et l'effet qui en résulte est le même. Le parasite se trouve dans un état de paralysie flasque irréversible et meurt.
- **Pharmacocinétique** : absorbée au niveau intestinal très rapidement après administration orale, elle diffuse ensuite dans tout l'organisme. Sa biodisponibilité peut varier en raison du phénomène de premier passage hépatique et de la présence d'aliments dans l'estomac.

Elle se concentre dans les tissus adipeux d'où elle est lentement libérée. Les avermectines ont une rémanence de 40 jours. Elle est ensuite éliminée sous forme inchangée par voie biliaire (98%) et urinaire pour la partie métabolisée plus hydrophile. Ce relargage d'ivermectines dans les crottins est 35 fois plus dangereux pour l'environnement car elle détruit les insectes coprophages des pâtures et est toxique pour les poissons.

Sur 16 juments ayant reçu une dose orale de 0,6mg d'ivermectines par kg, il a été observé un pic de concentrations plasmatiques 8h après l'administration et les concentrations deviennent indétectables 14 jours après le traitement (**Thebault, A.2003**).

- **Toxicité** : par sa spécificité d'action, l'ivermectine a une sécurité d'emploi assez large. Les effets secondaires apparaissent quand on a un surdosage de 10 fois la normale soit 2mg/kg comme des problèmes de vision, une ataxie et une dépression. On peut l'utiliser chez tous les chevaux y compris ceux de concours et les juments suitées.

- **Précautions d'emploi** : ne pas fumer ni manger au cours de la manipulation et se laver les mains après, ne pas jeter le conditionnement dans un cours d'eau. Cet anthelminthique est intéressant du fait de sa polyvalence, de sa grande sécurité d'emploi, de plus, l'utilisation est possible pour tous les chevaux. Cependant, il n'y a pas d'action sur les douves et les ténias, et le prix reste considérablement élevé.

b) Milbémycine

La moxidectine est une lactone macrocyclique. Sa formule chimique se rapproche de celle de l'ivermectine dont les propriétés pharmacologiques sont d'ailleurs très similaires.

- **Spectre d'action** : les seules différences avec l'ivermectine sont (**Xiao, L., Herd, R.P., Majewski, G.A.1994**) : la moindre efficacité sur les larves de gastérophiles que l'ivermectine et le fait que la moxidectine n'agit pas sur les larves L₃ de petits strongles en hypobiose mais elle semble agir sur les L₃ avant qu'elles n'entrent en hypobiose. Elle élimine aussi les larves enkystées, mais non inhibées, en reprise de développement.
- **Mode d'action** : effet «GABA-like» : liaison aux récepteurs au glutamate, ouverture des canaux chlorure, blocage de l'influx nerveux. Le parasite se retrouve dans un état de paralysie flasque et meurt.
- **Pharmacocinétique** : Pour donner suite à l'absorption intestinale, la moxidectine diffuse dans tout l'organisme. Elle se concentre dans les tissus adipeux du fait de sa forte liposolubilité puis est relarguée progressivement. Une faible partie est éliminée par voie urinaire mais la plus forte partie est éliminée sous forme inchangée avec les matières fécales d'où ses effets écologiques néfastes.

La moxidectine est plus rémanente que l'ivermectine, elle permet une absence d'excrétion d'œufs de strongles par les chevaux pendant au moins 8 semaines contre 4 pour l'ivermectine.

- **Toxicité** : Les effets néfastes apparaissent à partir de doses doubles pour le poulain et triple pour le cheval adulte, on observe alors ataxie, dépression et flaccidité de la lèvre inférieure. Certains auteurs conseillent de ne pas l'utiliser chez les chevaux émaciés tout comme l'ivermectine car ces animaux ont trop peu de tissu adipeux, on risque une toxicité de ces molécules très lipophiles. Ces résultats s'accordent avec l'AMM de la moxidectine qui interdit son usage chez des chevaux de moins de 4 mois.

- **Contre-indications** : poulain de moins de 4 mois mais sans problème après cet âge. En effet, un article (**Dorchies, P., Ducos DE Lahitte, J., Flochay, A., Blond-riou, F.1998**) nous présente l'efficacité de la moxidectine 2% gel sur des poneys âgées de 8 à 10 mois sans qu'il soit montré d'effets secondaires de la molécule.

Notons que malgré l'inscription sur la boîte du médicament, certains propriétaires continuent de vermifuger de jeunes poulains avec de la moxidectine. Des accidents se sont produits et ont été rapportés (**Jonhson, P.J., Mrad, D.R., Shwartz, A.T., Kellam, L.1999**) suite à l'administration d'une seringue entière d'EquestND (Fort Dodge) contenant 11,3 g de moxidectine gel soit 226 mg demoxidectine oralement active ; cette quantité représente une multiplication par 10 dece que les poulains intoxiqués auraient dû recevoir. Ces problèmes ont plusieurs raisons : Ces vermifuges se trouvent en libre accès et à faible prix sur Internet sans prescription vétérinaire, de plus, les seringues doseuses ont déjà montré leurs limites quant à la précision d'administration et à l'incompréhension de leur mécanisme de blocage par certains propriétaires. Ces accidents d'intoxication à la moxidectine sont heureusement rares mais peuvent être mortels si la réactivité des propriétaires n'est pas immédiate.

- **Précautions d'emploi** : les mêmes que pour l'ivermectine. Cette molécule présente une très grande rémanence et un large spectre. De plus, la galénique est intéressante car le gel fond immédiatement dans la bouche pour limiter les risques de rejet par le cheval. Cependant, l'indice de sécurité est moins élevé que pour les autres produits sur le marché, il est aussi dangereux pour l'environnement que l'ivermectine. Et comme ce dernier, il n'a pas d'action sur les ténias et les douves. Il s'agit du vermifuge le plus cher du marché.

I.10.2. Leur efficacité

Une seule étude (**Xiao, L., Herd, R.P., Majewski, G.A.1994**) donne une efficacité très faible de la moxidectine (20,4%) en comparaison de l'ivermectine (95,4%) contre les larves L₃ de *Gasterophilus spp.* Pour toutes les autres publications, l'efficacité de la moxidectine a 400µg/kg est comparable voire supérieure à celle de l'ivermectine à dose thérapeutique c'est à dire 0,2mg/kg

L'ivermectine apparait efficace à 100% contre les L₂ de *G. intestinalis* et à 94% contre les L₃ (**Bello, T.R.1989, Klei, T.R., Rehbein, S., Visser, M., Langholff, W.K., Chapman, M.R., French, D.D., Hanson, P.2001**), pour la moxidectine, on note une efficacité de 88 à

100% suivant les tests (**Bauer, C., Cirak, V.Y., Hermosilla, C., Okoro, H.1998- Bello, T.R.1989 ;Dorchies, P., Ducosde Lahitte, J., Flochay, A., Blond-Riou, F.1998 ; Klei, T.R., Rehbein, S., Visser, M., Langholff, W.K., Chapman, M.R.,French, D.D., Hanson, P.2001 ;Lyon, S., Stebbings, H.C., Coles, G.C.2000- Monahan, C.M., Chapman, M.R., French, D.D., Taylor, H.W., Klei,T.R.1995- Reinemeyer, C.R., Scholl, P.J., Andrews, F.M., Rock, D.W.2000- Tatchell, R.J.1960- Xiao, L., Herd, R.P., Majewski, G.A.1994).**

Si les résultats concernant l'efficacité sont assez concordants suivant les études, aucune ne montre la cinétique d'élimination des larves et donc à partir de combien de jours post traitement, il est possible de contrôler sans biais l'efficacité d'une molécule.

Les chevaux sont le plus souvent autopsiés 14 jours après la vermifugation (**Dorchies, P., Ducos De Lahitte, J., Flochay, A., Blond-Riou, F.1998 ; Reinemeyer, C.R., Scholl, P.J., Andrews, F.M., Rock, D.W.2000**), il est pourtant apparu à certains qu'il fallait allonger ce délai car des larves étaient toujours éliminés après deux semaines (**Bauer, C., Cirak, V.Y., Hermosilla, C., Okoro, H.1998**).

D'après Lyons (**Lyons, E.T., Tolliver, S.C., Drudge, J.H., Granstrom, D.E., Collins, S.S., Stamper, S.1992**), le passage des larves dans les fèces est variable, c'est pourquoi, l'abattage n'a lieu que 16 jours après la vermifugation, ce temps parait suffisant pour que tous les spécimens, sensibles au produit, passent dans les fèces.

L'efficacité d'un traitement dépend beaucoup de la posologie à laquelle il est donné. Elle est également fonction du bon ou mauvais état de conservation des produits (valable pour les seringues dont la contenance dépasse les besoins et que l'on conserve jusqu'au traitement suivant).

Les délais d'efficacité et la durée d'efficacité sont des données importantes car elles conditionnent la fréquence des traitements et certaines précautions comme le lâcher des chevaux sur un pâturage sain ou encore l'introduction d'un individu nouvellement vermifuge dans un effectif traité.

Concernant les précautions de vermifugation, tous les auteurs s'entendent pour conseiller de garder les chevaux au box pendant les cinq jours suivant le traitement mais cette durée est-elle réellement appropriée lors d'éradication de larves de Gastérophiles ?

I.11. Prophylaxie

La prévention idéale vise à rompre le cycle (adulte - œuf - larve- adulte). Une prophylaxie médicale idéale devra donc chercher à tuer les parasites avant leur sortie dans le milieu extérieur, lors de leur passage dans le tube digestif du cheval. Le but ultime est d'éviter la période de développement digestif donc le traitement au moment de l'élimination spontanée des larves au printemps est trop tardif.

I.11.1) Elimination des adultes et des œufs

Le contrôle des diptères au box en utilisant des répulsifs contre les adultes est illusoire. Il est possible de décoller les œufs fixes au pelage en utilisant une éponge imbibée d'eau vinaigrée chaude (40°). Sans vinaigre, cette méthode sert de stimulus artificiel pour l'éclosion des œufs, les larves peuvent alors être éliminés avant leur pénétration dans la cavité buccale par simple jet d'eau. On n'utilisera cette solution uniquement pour les espèces à éclosion provoquée, c'est-à-dire *G. intestinalis*, *pecorum* et *inermis*.

On peut aussi passer du papier de verre fin, à plat et dans le sens du poil, délicatement. Il est assez courant de voir les propriétaires tondre les poils des chevaux parasités par des œufs de Gastérophiles, ou encore passer un peigne à dent fine (type peigne anti-poux).

I.11.2) Vermifugation (Beugnet, F.2001- Hatch, C., McCaughey, W.J., O'Brien, J.J.1976)

Traditionnellement, les éleveurs vermifugent contre les Gastérophiles un mois après les premières gelées. Ainsi, tous les adultes sont morts et l'ensemble des larves a migré de la cavité orale à l'estomac et au duodénum où elles sont sensibles au traitement.

La mise en place d'un protocole de vermifugation doit tenir compte de différents facteurs :

- le cheval lui-même : son mode de vie, son âge, son état de santé et son sexe.
- le ou les parasites concernés : la plupart des parasites dont les gastérophiles ont un caractère saisonnier qu'il faut prendre en compte.
- les molécules disponibles.

La seule classe de chevaux que l'on ne traite pas contre les gastérophiles sont les poulains d'une part parce que la plupart des antiparasitaires efficaces sont contre-indiqués

chez le poulain de moins de 4 mois et ensuite parce qu'ils sont relativement peu infestés par ces parasites du fait du calendrier.

Resistance aux antiparasitaires : il s'agit de la capacité des parasites, dans une même population, à survivre à des traitements qui sont généralement efficaces contre les mêmes espèces et les mêmes stades infestants. Elles apparaissent quand la fréquence des vermifugations augmente car la plupart des vermifuges n'éliminent que 95 à 99% des parasites présents, seuls les plus résistants survivent : c'est la pression de sélection.

Pour limiter les résistances, il faut :

- limiter le nombre de traitements et bien vérifier la dose par rapport au poids du cheval et s'assurer qu'il l'ingère en totalité.
- changer régulièrement de famille d'anthelminthique soit en alternance rapide (nouvelle famille à chaque vermifugation) mais cela semble favoriser la pression de sélection ; soit en alternance lente (nouvelle famille tous les ans ou tous les 2 ans), ce qui pose un problème pour les Gastérophiles car seules les lactones macrocycliques sont utilisables.

Il est primordial pour tout vétérinaire de s'intéresser de cette résistance aux antiparasitaires, en effet, depuis 1917, seulement 11 nouveaux anthelminthiques ont été développés dont 5 sont en usage courant. Si les résistances venaient à toucher les avermectines ou les milbémécines, aucune molécule de remplacement n'est à l'heure actuelle en recherche.

On préconise de vermifuger les chevaux 3 à 4 fois par an, c'est le traitement de fin novembre qui va être efficace sur les larves de gastérophiles du cheval. La vermifugation contre les gastérophiles est rarement envisagée seule mais le plus souvent associée à celle contre les strongles dont on suit les grands principes :

- Il est primordial de changer de pâture après un traitement ou encore mieux de garder les chevaux pendant 5 jours au box pour pouvoir détruire les crottins infestés et diminuer la contamination de l'année suivante. Que ce soit au box ou en pâture, les crottins doivent être ramassés régulièrement, avant leur délitement.
- Il est nécessaire de traiter tous les chevaux d'une même parcelle ou d'une même écurie en même temps pour éviter les reinfestations croisées intempestives.
- Tout nouvel arrivant doit être vermifuge et mis en quarantaine

- En pâture, les chevaux déposent leurs crottins dans une zone de refus comme s'ils souhaitent conserver le reste de leur espace propre. Cette précaution naturelle est impossible si la concentration d'animaux est trop importante pour la parcelle, certains chevaux devront aller pâturer dans cette zone de déjection et leur risque d'infestation par les strongles est accru. La recommandation usuelle est d'un cheval par hectare au maximum.
- pour le milieu extérieur et le matériel : quand c'est possible, une rotation lente des pâtures permet une décontamination naturelle mais il ne faut pas la faire trop vite au risque de ne pas voir le cheval délimiter de zone de refus. Il est préférable de herser ou de faucher les près par temps sec pour exposer œufs et larves à la chaleur qui est néfaste à leur survie.
- la diète est inutile avant le traitement sauf indication contraire de la notice mais il faut nourrir après (avec du foin) pour augmenter le temps de présence dans le tractus digestif.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **AGNEESSENS, J., ENGELEN, S., DEBEVER, P., & VERCRUYSSSE, J.** (1998). *Gasterophilus intestinalis* infections in horses in Belgium. *Veterinary parasitology*, 77(2-3), 199-204.
2. **BAUER, C., CIRAK, V.Y., HERMOSILLA, C., OKORO, H.** Efficacy of a 2 per cent moxidectin gel against gastrointestinal parasites of ponies. *Vet Rec*, 1998, **143**, 558-561
3. **BELLO, T.R.** Efficacy of ivermectin against experimental and natural infections of *Gasterophilus* spp in ponies.. *Am J Vet Res*, 1989, **50** (12), 2120-2123
4. **BEUGNET, F.** la gasterophilose equine .l'action vétérinaire.1999.1501,15-18
5. **Bezdekova, B., Jahn, P., Vyskocil, M.,** 2007. Pathomorphological study on gastroduodenal ulceration in horses: localisation of lesions. *Acta Vet. Hung.* 55, 241–249.
6. **BLAGBURN, B.L., LINDSAY, D.S., HENDRIX, C.M., SCHUMACHER, J.** Pathogenesis, Treatment, and Control of Gastric parasites in Horses. *Compend. contin. Educ. Pract. Vet.*, 1991, **13** (5), 850-861.
7. **BLAGBURN, B.L., LINDSAY, D.S., HENDRIX, C.M., SCHUMACHER, J.** Pathogenesis, Treatment, and Control of Gastric parasites in Horses. *Compend. contin. Educ. Pract. Vet.*, 1991, **13** (5), 850-861.
8. **Brauer F** (1863) Monographie der Oestrident. W. Braumüller, Wien, 292 pp. <https://doi.org/10.5962/bhl.title.57896>.
9. **BRICARD, P., PFISTER, K.** Approche de l'épidémiologie de la gasterophilose du cheval en Suisse. *Schweiz Arch Tierheilk*, **133**, 409-416
10. **BRILLARD, P.** Les vers du cheval. Analyses coproscopiques sur 100 chevaux a « Cheval Passion 1997 ». Matériel, méthode et interprétation. *Prat. Vét. Equine*, 1997, **29** (114), 123-128
11. **BROCARD.P PFISTER.K**, approche de l'épidémiologie de la gasterophilose du cheval en suisse. sch Weiz Arch.Tierhellk.**1991**.133,409-416.
12. **BRU, C.** Diagnostic expérimental des parasitoses du cheval. Th. : Med. vet. : Toulouse : 1993
13. **BUSSIERAS, J., CHERMETTE, R.** Abrege de parasitologie veterinaire : entomologie veterinaire, fascicule IV Service de parasitologie de l'Ecole Nationale Veterinaire d'Alfort (Ed), Maisons-Alfort, 1991, 75 pages.
14. **BUSSIERAS, J., CHERMETTE, R.** Abrege de parasitologie veterinaire : entomologie veterinaire, fascicule IV Service de parasitologie de l'Ecole Nationale Veterinaire d'Alfort (Ed), Maisons-Alfort, 1991, 75 pages
15. **Cavallero, S., Pombi, M., Perrone, V., Milardi, G. L., D'Amelio, S., Giuliani, C., & Gabrielli, S.** (2017). *Gasterophilus intestinalis* (Diptera: Oestridae) in the diaphragmatic muscle: An unusual finding. *Veterinary parasitology*, 237, 117-121.
16. **Cogley TP** (1991b) Status of the stomach bot fly *Gasterophilus lativentris* (Brauer) 1858 (Diptera: Gasterophilidae). *Systematic Entomology* 16: 135–136. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3113.1991.tb00682.x>
17. **COGLEY, T.P., ANDERSON, J.R., COGLEY, L.J.** Migration of *Gasterophilus intestinalis* larvae (Diptera : Gasterophilidae) in the equine oral cavity *Int. J. Parasitol.*, 1982, **12**, 473-480
18. **COLLOBERT, J-F, M ARIAU V., COLLOBERT-LAUGIER C., LESQUENE P., ROUVIERE P.** Un bilan du parasitisme digestif des chevaux en Normandie CEREOPA. 19eme journee d'etudes, 1993, Paris, 149-153

19. **Colwell DD, Otranto D, Horak IG** (2007) Comparative scanning electron microscopy of *Gasterophilus* third instars. *Medical and Veterinary Entomology* 21 : 255–264. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2007.00692.x>
20. **Colwell, D.D., Hall, M.J.R., Scholl, P.J.** (Eds.), 2006. *The Oestrid Flies: Biology, Host-Parasite Relationships, Impact and Management*. CABI, Wallingford 357 pp.
21. **De Geer C** (1776) *Mémoires pour servir à l’histoire des insectes*. Tome sixième. P. Hesselberg, Stockholm, 523 pp.
22. **DIETZ.O , WIESNER. E, TUNER.A. S**, diseases of the horse .Ahand book for science and practice.part2/II 1984 ,S, Karger AG Bale,Suisse.
23. **Diulesco.G**, recherches sur la biologie des gasterophiles. Anatomie, physiologie, cycle évolutif . *Annales sciences zoologiques*. 1932.15,1-183
24. **DORCHIES, P., DUCOS DE LAHITTE, J., FLOCHAY, A., BLOND-RIOU, F.** Efficacy of moxidectin 2% equine gel against natural nematode infections in ponies. *Vet Parasitol*, 1998, 15 ; **74** (1), 85-89
25. **Drudge, J.H., Lyons, E.T., Wyant, Z.N., Tolliver, S.C.**, 1975. Occurrence of second and third instars of *Gasterophilus intestinalis* and *Gasterophilus nasalis* in stomachs of horses in Kentucky. *Am. J. Vet. Res.* 36, 1585–1588.
26. **EDWARDS, G.T.** The prevalence of *Gasterophilus intestinalis* in horses in northern England and Wales. *Vet Parasitol*, 1982, **11**, 215-222
27. **EDWARDS, G.T.** The prevalence of *Gasterophilus intestinalis* in horses in northern England and Wales. *Vet Parasitol*, 1982, **11**, 215-222
28. **Elati, K., Chiha, H., Khbou, M. K., & Gharbi, M.** (2018). Activity dynamics of *Gasterophilus* spp. infesting donkeys (*Equus asinus*) in Tunisia. *J. Adv. Parasitol*, 5(1), 1-5.
29. **Escartin P, Bautista G** (1993) Comparison of five tests for the serologic diagnosis of myiasis by *Gasterophilus* spp. larvae (Diptera: Gasterophilidae) in horses and donkeys: a preliminary study. *Medical and Veterinary Entomology* 7: 233–237. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.1993.tb00682.x>
30. **Fabricius JC** (1794) *Entomologia systematica emendata et aucta*, Vol. 4: Secundum classes, ordines, genera, species. Impensis Christ Gottl Proft, Copenhagen, 472 pp.
31. **FAUCHEUX, M.J.** La larve de Gasterophile (*Gasterophilus intestinalis* De Geer) : armature buccale, systemes respiratoire et sensoriel. *Bull Soc Sc Nat Ouest de la France*, 1976, **74**, 119-130
32. **Felix, S.R., Silva, C.E., Schmidtt, E., Nizoli, L.Q., Gotze, M.M., Silva, S.S.**, 2007. Presence of *Gasterophilus*(Leach, 1817) (Diptera: Oestridae) in horses in Rio Grande do Sul State, Brazil. *Parasitol. Latinoam.* 62, 122–126.
33. **FOREYT, W.J.** *Veterinary parasitology, reference manual*. 4eme edition. Pullman (Washington-USA) College of Veterinary medicine Washington state university, 1997, **Section 7** : parasites of horses, 112-124
34. **FRAHM, J.** *Gasterophilosis (Horse Bot infestation) – Biology, Diagnosis and Therapy*. *Veterinary medicine Review* (Bayer) Author’s abstract with illustrations from inaugural dissertation, Hannover School of Veterinary Medicine, 1982, 204-216
35. **FRENCH, D.D., HANSON, P.** Re-evaluation of ivermectin efficacy against equine gastrointestinal parasites *Vet Parasitol*, 2001, **98**, 315-320
36. **Ganjali M, Keighobadi M** (2016) A rare case of gastric Myiasis in a lion caused by *Gasterophilus intestinalis* (Diptera: Gasterophilidae)-case report. *Journal of Arthropod-Borne Diseases* 10: 423–425.

37. Gasterophilosis: A major cause of rectal prolapse in working donkeys in Ethiopia. *Trop. Anim. Health Prod.* 44, 757–762.
38. Gedoelst LM (1912) Contribution à la faune des Oestrides du Congo belge. *Revue Zoologique Africaine* 1: 426–432.
39. GEORGI, J.R., GEORGI, M. Parasitology for veterinarians, 5eme edition Philadelphia, London, Toronto, Montreal, Sydney, Tokyo : W.B. SAUNDERS COMPANY, 1990, 411 pages
40. Getachew, A.M., Innocent, G., Trawford, A.F., Reid, S.W.J., Love, S., 2012.
41. GRISS, R., SIMHOFER, H. First-time endoscopic detection of larvae of *Gasterophilus* spp. in the oral cavity in 14 warmblood horses. *Berl Munch Tierarztl Wochenschr*, 2006, 119 (9-10), 416-420
42. Grunin, K.J., 1969. Gasterophilidae. In: Lindner, E. (Ed.), Die Fliegen der Palaarktischen Region. Schweizerbart'sche, Stuttgart, pp. 1–66.
43. Güiris ADM, Rojas HNM, Berovides A V., Sosa PJ, Pérez EME, Cruz AE, Chávez .
44. Hall, M., Wall, R., 1995. Myiasis of humans and domestic animals. *Adv. Parasitol.* 35, 257–334.
45. HATCH, C., McCAUGHEY, W.J., O'BRIEN, J.J. The prevalence of *Gasterophilus* and *G. nasalis* in horses in Ireland *Vet Rec*, 1976, 98, 274-276
46. HC, Moguel AJA, Jimenez-Coello M, Ortega-Pacheco A (2010) Biodiversity and distribution of helminths and protozoa in naturally infected horses from the biosphere reserve “La Sierra Madre de Chiapas”, México. *Veterinary Parasitology* 170: 268–277. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.02.016>.
47. Hoseini SM, Zaheri BA, Adibi MA, Ronaghi H, Moshrefi AH (2017) Histopathological study of esophageal infection with *Gasterophilus pecorum* (Diptera: Oestridae) in Persian Onager (*Equus hemionus onager*). *Journal of Arthropod-Borne Diseases* 11: 441–445.
48. Huang, H., Zhang, B., Chu, H., Zhang, D., Li, K., 2016. *Gasterophilus* (Diptera, Gasterophilidae) infestation of equids in the Kalamaili Nature Reserve, China. *Parasite* 23, 36.
49. James MT (1974) The flies that cause myiasis in man. United States Government Printing Office, Washington, 175 pp.
50. JONHSON, P.J., MRAD, D.R., SHWARTZ, A.T., KELLAM, L. Presumed moxidectin toxicosis in three foals. *J Am Vet Med Assos*, 1999, 214 (5), 678-680
51. Kaboret, Y., Pangui, L. J., & Vercruysse, J. (1986). Note sur la gastérophilose des ânes au Burkina Faso. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 39(2), 211-212.
52. KETTLE, D.S. Medical and veterinary Entomology, 2nd edition Croom Helm ed. London. Sydney. 1984, 725p
53. Kettle, P., 1974. The genus *Gasterophilus* in the horse in New Zealand. *N. Z. Vet. J.* 22, 43–45.
54. KLEI, T.R., REHBEIN, S., VISSER, M., LANGHOLFF, W.K., CHAPMAN, M.R., Kraouchi, D. E., Meradi, S., & Bentounsi, B. (2018). Report on *Gasterophilus* spp.(Diptera, Gasterophilidae) of Horses in Algeria: Prevalence, Intensity, and Monthly Variations. *Bulletin de la Societe de Pathologie Exotique*, 111(2), 132.
55. LAPOINTE, M., CELESTE, C., VILLENEUVE, A. Septic Peritonitis Due to Colonic Perforation Associated with Aberrant Migration of a *Gasterophilus intestinalis* Larva in a

- Horse, *Vet Pathol* [on line], 2003, **40**,338-339. Available from World Wide Web : <http://www.vetpathology.org/cgi/content/full/40/3/338>
- 56. Li XY, Chen Y, Wange Q, Li K, Pape T, Zhang D** (2018) Molecular and morphological characterization of third instar Palaearctic horse stomach bot fly larvae (Oestridae: Gasterophilinae, *Gasterophilus*). *Veterinary Parasitology* 262: 56–74. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2018.09.011>
- 57. Li XY, Pape T, Zhang D** (2019) *Gasterophilus flavipes* (Oestridae: Gasterophilinae): a horse stomach bot fly brought back from oblivion with morphological and molecular evidence. *PLoS ONE* 14(8): e0220820. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0220820>
- 58. Linnaeus C** (1758) *Systema naturae per regna tria naturae :secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis.* Salvii, Stockholm, 824 pp. <https://doi.org/10.5962/bhl.title.542>
- 59. Liu, S.H., Li, K., Hu, D.F.**, 2016. The incidence and species composition of *Gasterophilus* (Diptera, Gasterophilidae) causing equine myiasis in northern Xinjiang, China. *Vet. Parasitol.* 217, 36–38.
- 60. Loew H** (1863) Zwei neue europäische Dipterengattungen. *Wiener Entomologische Monatschrift* 7: 38–40.
- 61. LOVE, S.** Treatment and prevention of intestinal parasite-associated disease. *Vet Clin Equine*, 2003, **19**, 791-806
- 62. LYON, S., STEBBINGS, H.C., COLES, G.C.** Prevalence of tapeworms, bots and nematodes in abattoir horses in south-west England. *Veterinary record*, 2000, **147** (16), 456-457 (Short communications 14 octobre)
- 63. LYONS, E.T., TOLLIVER, S.C., DRUDGE, J.H., GRANSTROM, D.E., COLLINS, S.S., STAMPER, S.** Critical and controlled tests of activity of moxidectin (CL 301, 423) against natural infections of internal parasites of equids. *Vet Parasitol*, 1992, **41**, 255-284
- 64. MAHALINGAM .P.,JOSEPH S.A**, a note of occurrence of bots in the stomach of a race horse. *Centaur, india* 1987 .4(1),45-46
- 65. MONAHAN, C.M., CHAPMAN, M.R., FRENCH, D.D., TAYLOR, H.W., KLEI, T.R.** Dose titration of moxidectin oral gel against gastrointestinal parasites of ponies *Vet Parasitol*, 1995, **59**, 241-248
- 66. MORY.B. J**, contribution a letude des gasterophiloses des equidés (diptera gasterophilidae) : revue bibliographique . these : 1990 ecole veterinaire de toulouse 4037.59 p.
- 67. Olivier GA** (1811) *Encyclopédie méthodique. Histoire naturelle. Insectes. Vol. 8.* H Agasse, Paris, 722 pp.
- 68. Otranto, D., Traversa, D., Milillo, P., De Luca, F., Stevens, J.**, 2005. Utility of mitochondrial and ribosomal genes for differentiation and phylogenesis of species of gastrointestinal bot flies. *J. Econ. Entomol.* 98, 2235–2245.
- 69. Patton WS** (1937) Studies on the higher Diptera of medical and veterinary importance. *Annals of Tropical Medicine & Parasitology* 31: 351–359. <https://doi.org/10.1080/00034983.1937.11684990>
- 70. PETIT, S.** *Dictionnaire des médicaments vétérinaires, 13eme edition* .Editions du point vétérinaire, Paris, 1765p, 2005
- 71. Pillers AWN, Evans AM** (1926) A new larva of *Oestrus* (*Gastrophilus*) from zebras. *Annals of Tropical Medicine & Parasitology* 20: 263–266. <https://doi.org/10.1080/00034983.1926.11684499>

72. **Pilo, C., Altea, A., Scala, A.**, 2015. Gasterophilosis in horses in Sardinia (Italy): effect of meteorological variables on adult egg-laying activity and presence of larvae in the digestive tract, and update of species. *Parasitol. Res.* 114, 1693–1702.
73. **Pont AC** (1973) Family Oestridae. In: Delfinado M, Hardy D (Eds) A Catalog of the Diptera of the Oriental Region: Suborder Cyclorrhapha. University Press of Hawaii, Honolulu, 700–701.
74. **PRICE R. E ,STROMBERG.P.C**, seasonal occurrence and distribution of *G.intestinalis* and *G.nasalis* in the stomach of equinds in texas .*american journal veterinary sears* 1987.48(8),1225-1232
75. **Principato, M., Tosti, M.**, 1988. Scanning electron microscope observations on the anterior thoracic and post-abdominal spiracles of *Gasterophilus* larvae (Diptera: Gasterophilidae). *Int. J. Parasitol.* 18, 191–196.
76. **PROUVOST, E.** Les endoparasites des chevaux, La vermifugation, enquête auprès des propriétaires de la métropole lilloise. Th. : D Pharmacie : Lille : 2005
77. **REINEMEYER, C.R., SCHOLL, P.J., ANDREWS, F.M., ROCK, D.W.** Efficacy of moxidectin equine oral gel against endoscopically-confirmed *Gasterophilus nasalis* and *Gasterophilus intestinalis* (Diptera : Oestridae) infections in horses. *Vet Parasitol*, 2000, **88** (3-4), 287-291
78. **Sequeira, J.L., Tostes, R.A., Oliveira-Sequeira, T.C.G.**, 2001. Prevalence and macro- and microscopic lesions produced by *Gasterophilus nasalis* (Diptera: Oestridae) in the Botucatu Region, SP, Brazil. *Vet. Parasitol.* 102, 261–266.
79. **SM Hoseini et al.** Histopathological Study of Esophageal Infection with *Gasterophilus pecorum* (Diptera: Oestridae) in Persian Onager (*Equus hemionus onager*) . *J Arthropod-Borne Dis*, September 2017, 11(3): 441–445
80. **Soós Á, Minář J** (1986) Family Gasterophilidae. In: Soós Á, Papp L (Eds) Catalogue of Palaearctic Diptera, Vol. 11. Scathophagidae – Hypodermatidae. Elsevier, Amsterdam, 237–240.
81. **TATCHELL, R.J.** A comparative account of the tracheal system of larve of the horse-bot fly *G. intestinalis* (DE GEER), and of some dipterous larvae *Parasitology*, 1960, **50**, 481-496
82. **TAYLOR, M.A., COOP, R.L., WALL, R.L.** Veterinary parasitology, third edition Blackwell scientific publications, 2007, 874p.
83. **THEBAULT, A.** Les protocoles de vermifugation des chevaux. *Point Vét.*, 2003, **34** (234), 48-53
84. **UNDERWOOD, P.C., DIKMANS, G.** Gastralgia in a horse due tu bot infestation. *Vet. Med.*, 1943, **38**, 12-13,
85. **WADDELL, A.H.** The pathogenicity of *Gasterophilus intestinalis* larvae in the stomach of the horse. *Aust Vet J*, 1972, **48** (6), 332-335
86. **XIAO, L., HERD, R.P., MAJEWSKI, G.A.** Comparative efficacy of moxidectin and ivermectin against hypobiotic and encysted cyathostomes and other equine parasites. *Vet Parasitol*, 1994, **53**, 83-90
87. **Xue WQ, Wang MF** (1996) Gasterophilidae. In: Xue WQ, Zhao JM (Eds) Flies of China. Vol. 2. Liaoning Science and Technology Press, Shenyang, 2207–2215.
88. **Yan L, Pape T, Elgar MA, Gao Y, Zhang D** (2019) Evolutionary history of stomach bot flies in the light of mitogenomics. *Systematic Entomology*. <https://doi.org/10.1111/syen.12356>

- 89. Zhang D, Li X, Liu X, Wang Q, Pape T** (2016) The antenna of horse stomach bot flies: Morphology and phylogenetic implications (Oestridae, Gasterophilinae: *Gasterophilus* Leach). Scientific Reports 6. <https://doi.org/10.1038/srep34409>
- 90. Zumpt, F.** (Ed.), 1965. Myiasis of Man and Animals in the Old World. Butterworths Ltd., London 264pp.