

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة 8 ماي 1945

Université 8 mai 1945, Guelma

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre et l'Univers



Mémoire En Vue de l'Obtention du Diplôme de Master

Domaine : Science de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : parasitologie

Département : Biologie

Thème

Potentiel de contamination parasitaire des aires de jeux publics dans la région de Guelma

Présenté par : BOUCHEHAD Hadil et MERABTI Hadil

Devant jury composé de :

Président (e)	ZERGUIN Karima	(MCA)	Université de Guelma
Examineur	KSOURI Samir	(MCA)	Université de Guelma
Encadreur	DJEBIR Soumia	(MCB)	Université de Guelma

Juin 2025



Remerciement

Nous louons et remercions **Dieu** Tout-Puissant pour les bienfaits dont Il nous a comblés, pour la patience et la force qu'Il nous a accordées afin d'accomplir ce travail. Nous implorons Son agrément pour les efforts fournis, et Le remercions sincèrement de nous avoir guidés et soutenus tout au long de notre parcours universitaire

Nous souhaitons exprimer nos sincères remerciements à **Mme Djebir S.** enseignante à l'Université de Guelma directrice de ce mémoire, pour son encadrement, ses conseils scientifiques et son accompagnement tout au long de ce travail

Nous remercions également Madame la Présidente du jury, **Mme Zerguine K** enseignante à l'université de Guelma pour l'honneur qu'elle nous a fait en acceptant de présider cette soutenance, ainsi que pour ses remarques pertinentes et encourageantes. Ma gratitude s'adresse aussi à **Monsieur Ksouri S.** Professeur à l'Université de Guelma, membre du jury, pour l'intérêt qu'il a porté à ce mémoire et pour ses suggestions enrichissantes

Nous remercions sincèrement les membres du jury pour avoir accepté d'évaluer ce travail



Dédicace

Avant toute chose, louange et gratitude à **ALLAH**, qui m'a honorée d'atteindre ce jour tant attendu, Lui qui a toujours été mon refuge et mon soutien à chaque instant de ce parcours

À mon cher père **Mourad**, mon pilier inébranlable, source de ma force et artisan silencieux de ma réussite. Papa, tu es l'exemple de la persévérance et de la patience. C'est dans ton regard plein de fierté que je puise le courage d'avance

À ma chère mère **Leila**, mon refuge tendre, qui n'a cessé d'être mon appui et mon encouragement, ton amour inconditionnel, ta douceur, ta tendresse et ta foi inébranlable ont porté mes rêves quand je doutais

À mes grands-parents bien-aimés, dont les prières constantes et les mots de soutien ont illuminé mon chemin

À mes chères sœurs, **Afnane** et **Tassnim** la lumière de ma vie votre complicité, vos sourires et votre soutien dans les moments de solitude m'ont donné la force de continuer

À tous mes oncles et mes cousins : Islam, Adam, Youssef, ainsi qu'à mes tantes

À mes amies **Hadil** et **Aridj**, avec qui j'ai partagé les joies et les défis du chemin, À mon amie d'enfance et pour toujours, **Asma**, À mes précieuses : **Farah, Randa, Oumaima** et **Asma**

À vous tous, je vous adresse ma plus profonde reconnaissance. Ce succès n'aurait pu voir le jour sans votre amour, vos prières, votre présence et votre foi en moi. Chaque mot d'encouragement, chaque regard bienveillant a semé une graine de persévérance en moi

Hadil Merabti

Dédicace

À Celui qui éclaire les chemins, fortifie les cœurs et comble de bienfaits, à **Allah**, le Vivant, le Soutien éternel, qui m'a offert la force dans la faiblesse et la clarté dans l'obscurité. Louange à Lui pour Ses faveurs, gratitude pour Son secours, et prière pour qu'Il parachève Sa grâce sur moi, aujourd'hui et à jamais.

À mes chers parents, vous avez été mon pilier, mon refuge, et vos prières ont illuminé mes nuits les plus lourdes.

Mon père **Hamdi**, source de sagesse et de constance.

Ma mère **Souad**, source d'amour inépuisable et lumière de mon cœur. Chaque réussite portant mon nom est en réalité le fruit de vos sacrifices.

À mes chères sœurs **Nour El Yakine**, **Aridj** et **Razane**, vous avez été l'âme dans mes moments d'épuisement, et la joie dans les jours d'absence. Je vous offre tout mon amour, vous êtes le refuge de mon cœur et la paix de mon esprit.

À mes précieuses amies **Hadil**, **Aridj** et **Selma**, celles qui ont partagé ce chemin avec affection, et ont allégé le poids des jours difficiles. Vos sourires, vos paroles et votre présence ont été un réel soutien. Merci du fond du cœur, vous êtes parmi les plus beaux cadeaux de ce parcours.

À mon fiancé bien-aimé **Housseem**, toi qui as été ma lumière dans les moments les plus sombres, merci pour ta compréhension, ta patience, et pour ta foi en moi tout au long de ce chemin.

Et à tous ceux qui ont eu, sur mon parcours, une parole bienveillante, une prière sincère ou un soutien discret, je vous dédie le fruit de cet effort. C'est auprès de vous que j'ai puisé ma force, et grâce à vous que mon chemin a fleuri.

Hadil Bouchehad

Sommaire

Remerciements	i
Dédicaces	ii
Liste des figures.....	ix
Liste des tableaux	xi
Introduction	01

Première partie : Introduction général Deuxième partie: Partie expérimentale

I Matériel et méthodes	12
I.1 Présentation de la région d'étude.....	12
I.2 Matériel	13
I.2.1. Matériel biologique	13
I.2.2. Matériel de laboratoire.....	13
I.3 Méthode....	14
I.3.1. Méthode de prélèvements	14
I.3.2. Examen macroscopique de selles	15
I.3.3. Examen microscopique de selles	15
I.3.3.1. Examen direct	15
I.3.3.2. Méthodes de flottation.....	16
I.3.4. Examen microscopique du sable	18

Résultats

II. Résultats	20
II.1. Appréciation du niveau de propreté des sites échantillonnés	20
II.2. Résultats de l'examen macroscopique.	20
II.3. Résultats de l'examen microscopique	21
II.3.1. Taux de positivité globale	21
II.3.2. Variabilité du Taux de positivité selon le type de prélèvements	22
II.3.3. Variabilité du Taux de positivité selon les sites de prélèvements.....	22
II.4. Résultats de l'identification des espèces parasitaires	24
II.4.1. Les espèces parasitaires identifiées	24
II.4.2. Répartition des Espèces identifiées selon le type de prélèvements	27

II.4. 3.Fréquence d'isolement des espèces parasitaires identifiées	28
II.4.4. Prévalence des espèces parasitaires identifiées	29
II.4.5.Réparation des espèces identifiées selon les cites d'étude	30
II.4.5.1. Réparation des cas de <i>Toxoplasme gondii</i>	30
II.4.5.2. Réparation des cas de <i>Taenia sp</i>	30
II.4.5.3. Réparation des cas de <i>Toxocara cati</i>	31
II.4.5.4. Réparation des cas de <i>Cystoisospora rivolta</i>	32
II.4.5. 5.Réparation des cas de <i>Dipylidium caninum</i>	33
II.4.5.6.Réparation des cas de <i>Giardia</i>	34
II.4.5.7.Réparation des cas d <i>Ankylostoma sp</i>	35
II.4.5.8.Réparation des cas de <i>Cystoisospora felis</i>	35
II.4.5.9.Réparation des cas de <i>Cryptosporidium sp</i>	36
II.4.5.10. Réparation des cas de <i>Toxascaris leonina</i>	37
Discussion	38
Conclusion	44
Référence	45
Annexes	56

Liste des Figures

Nombre	Titre	Page
Figure 1	Vue de la commune de Guelma présentant les sites d'étude	12
Figure 2	Le matériel du laboratoire utilisé	14
Figure 3	Prélèvement du sable	15
Figure 4	Prélèvements d'excrément des animaux	15
Figure 5	Flottation simple	17
Figure 6	Flottation de MacMaster	18
Figure 7	Aspect macroscopique de matière fécale des chats avec des larves des mouches	21
Figure 8	Taux de positivité des aires de jeux échantillonnés	22
Figure 9	Répartition des prélèvements positifs sur les cités étudiées de la ville de Guelma	23
Figure 10	Espèces parasitaires identifiées	24
Figure 11	Répartition des espèces parasitaires identifiées selon leur fréquence d'isolement	28
Figure 12	Prévalence des espèces parasitaires isolées des aires de jeux	29
Figure 13	Répartition de <i>Toxoplasma gondii</i> dans les cités étudiées	30
Figure 14	Répartition de <i>Taenia sp</i> dans les cités étudiées	31
Figure 15	Répartition de <i>Toxocara cati</i> dans les cités étudiées	32
Figure 16	Répartition de <i>Cystoisospora rivolta</i> dans les cités étudiées	33
Figure 17	Répartition de <i>Dipylidium caninum</i> dans les cités étudiées	33
Figure 18	Répartition de <i>Giardia sp</i> dans les cités étudiées	34
Figure 19	Répartition d' <i>Ankylostoma sp</i> dans les cités étudiées	35
Figure 20	Répartition de <i>Cystoisospora felis</i> dans les cités étudiées	36
Figure 21	Répartition de <i>Cryptosporidium sp</i> dans les cités étudiées	36
Figure 22	Répartition de <i>Toxascaris leonina</i> dans les cités étudiées	37

Liste de tableau

Nombre	Titre	Page
Tableau 1	Sites des prélèvements au niveau de la commune de Guelma	13
Tableau 2	Nombre de prélèvements positif à la coproscopie	22
Tableau 3	Taux de positivité selon le site de prélèvements	22
Tableau4	Répartition du nombre de cas positifs selon le site de prélèvements	23
Tableau5	Variation des espèces identifiées selon le type de prélèvements	27
Tableau 6	Fréquence d'isolement des espèces parasitaires	28

Introduction générale

Dans les grands complexes résidentiels, les parcs de jeux offrent un havre de paix aux enfants particulièrement au printemps et pendant les saisons estivales, période durant laquelle ils profitent de longues séances de jeux en extérieur. Ces zones sont cruciales pour leur croissance, car elles encouragent le jeu autonome, l'interaction sociale et l'exercice physique. Néanmoins, des préoccupations persistent en ce qui concerne leur conception, leur confort et surtout leur sécurité. Outre les dangers physiques associés à un entretien insuffisant des équipements, une autre préoccupation se renforce chez les parents : le risque pour la santé.

Effectivement, ces endroits, généralement très visités et fortement utilisés, peuvent se transformer en zones de propagation d'infections. Les enfants, de par leur nature, entrent sans cesse en contact avec le sol, se salissent les mains et ont tendance à mettre fréquemment des objets dans leur bouche, cela accroît le danger de contamination par des agents pathogènes comme les virus, les bactéries ou les parasites. Ces derniers sont des organismes microscopiques à l'origine de nombreuses affections courantes à l'échelle mondiale. Ils s'introduisent dans le corps humain ou animal par divers moyens, comme la bouche, la peau ou les muqueuses, provoquant ce que l'on nomme une contamination parasitaire. Certains animaux sont identifiés comme des porteurs essentiels contribuant à la diffusion de ces parasites, particulièrement chez les enfants. Parmi les porteurs les plus remarquables, on trouve les carnivores, chiens et chats, qui ont la capacité d'abriter certains parasites dans leurs déjections, les formes de résistance de ces parasites comme les kystes des protozoaires, les œufs d'ascaris et d'autres nématodes restent viables dans le sol pendant de longues périodes après la disparition des traces visibles de matières fécales. Généralement, les chats enterrent leurs excréments, ce qui rend les bacs à sable destinés aux enfants dans les espaces de jeux publics, un véritable danger pour la santé. Le contact avec ce sol contaminé semble être une source d'infection particulièrement insidieuse notamment pour les enfants.

Les parasitoses intestinales chez les carnivores domestiques ; chien et chat, sont des maladies très répandues aux quatre coins du monde, mais ils sont à l'origine de manifestations cliniques réduites. Ces maladies, tirent leur importance du fait qu'ils sont des zoonoses potentiellement dangereuses pour l'homme (larva migrans, toxoplasmose, cryptosporidiose, etc.).

Il est possible de catégoriser ces parasites en différents embranchements ; des plathelminthes, des némathelminthes ainsi des protozoaires.

Introduction

Parmi les espèces des Plathelminthes les plus importantes chez les carnivores, on trouve des cestodes (vers plats segmentés) habitant leur tube digestif et appartenant à différentes familles.

Le genre *Taenia* regroupe plusieurs espèces (*Taeniaformis* chez le chat, *Taenia pisiformis*, *T. hydatigena*, *T. Multiceps*, *T. ovis* ... chez le chien) sont des helminthes cestode qui appartient à la famille des *Taeniidae*, les vers adultes mesurent entre 60 cm à plus de 1 m [1], ils se localisent généralement dans l'intestin grêle [2]. Les chats ou les chiens, qui sont leurs hôtes définitifs libèrent les segments terminaux du vers adultes dans leur environnement. Les rongeurs, les ruminants ou les léporidés, servant d'hôtes intermédiaires, hébergent la larve cysticerque ou cœnure dans leurs tissus (musculaires, nerveux et hépatiques), ils sont contaminés suite à l'ingestion d'œufs du parasite ou de segments ovigères présents dans l'alimentation ou l'eau de boisson[3], L'infestation du chat et du chien se produit par l'ingestion des viscères ou de la cavité péritonéale d'un hôte intermédiaire contaminé[4]. Les parasite du ce genre sont habituellement non pathogènes [5].

Un autre cestode cyclophyllide de la famille *Taeniidae*, *Echinococcus granulosus* ; se présente au stade adulte sous forme d'un petit vers mesurant généralement entre 2 et 7 mm, avec souvent seulement 3 ou 4 segments, le dernier est transformé simplement en un sac renfermant entre 400 et 800 œufs [6]. Chez les chats et les chiens, une infestation importante peut provoquer des diarrhées et une perte de poids, bien qu'elle reste souvent asymptomatique et sans conséquences graves [7]. Le cycle biologique d'*Echinococcus granulosus* est de type dixène. Le chien constitue l'hôte définitif principal, tandis que les hôtes intermédiaires peuvent être des ruminants, des porcins, des équidés ou des camélidés. L'infestation des canidés se produit suite à l'ingestion de viscères, notamment le foie et les poumons, contenant des kystes hydatiques fertiles. Une fois ingérés, les ténias se développent dans l'intestin grêle du chien, où ils produisent des segments gravides qui sont ensuite excrétés dans les selles pendant plusieurs semaines. La période prépatente varie de 5 à 8 semaines [8,9]. Lorsque les œufs sont ingérés par un hôte intermédiaire, le cycle se poursuit, l'embryon de l'œuf ingéré traverse la paroi intestinale et migre via la circulation sanguine vers le foie et les poumons pour y s'installer et se transformer en larve échinocoque [9]. L'homme peut contracter le kyste hydatique en ingérant des œufs provenant des excréments de canidés (consommant des légumes et des fruits mal lavés, ou en touchant un chien infecté [10,11].

Introduction

Echinococcus multilocularis est une espèce parasite voisine dans le même genre, qui mesure de 1,5 à 6 cm [4]. et qui se compose de 4 à 5 segments ou proglottis [12, 13], les œufs composés d'un embryon hexacanthé seront excrétés avec le proglottis final [12]. l'adulte vit dans l'intestin grêle des renards, parfois aussi des chiens et des chats; avec une charge parasitaire de près de 200.000 vers par hôte [14]. *Echinococcus multilocularis* est responsable d'une zoonose mortelle.

L'homme intervient dans le cycle en temps qu'hôte intermédiaire à côté d'autres espèces des rongeurs sauvages (Microtinés : campagnols, rats musqués, et Munnés). La larve d'échinocoque se multiplie dans le foie en prenant la forme d'une pseudo-tumeur qui envahit progressivement l'organe dans son ensemble. L'homme contracte l'infection en consommant des aliments souillés par les déjections du renard, du chien ou du chat. Puisque cette cestodose est asymptomatique, tout animal carnivore domestique, en particulier dans une zone endémique, doit être envisagé comme un porteur possible [15], le contact direct avec un chien ou un chat infecté est aussi une voie de transmission possible, touche principalement les enfants qui mettent régulièrement les mains à la bouche [16].

Plusieurs espèces du genre *Mesocestoides* sont des aussi des cestodes parasites des carnivores, mesuraient entre 0,5 et 3 m de long au stade adulte [17, 11]. Leur cycle implique deux hôtes intermédiaires ; un acarien coprophage, puis un vertébré (des amphibiens, des reptiles, des petits mammifères ou des oiseaux). Le chien et le chat s'infectent en ingérant ces seconds hôtes intermédiaires. Ces parasites présentent peu d'intérêt, car leur adulte nuit peu à la santé de l'animal [18] et aucun passage chez l'homme n'a été rapporté [19].

Dipylidium caninum est un ver plat de grande longueur au stade adulte, s'étendant de 15 à 70 cm avec une largeur de 2 à 3 mm, il dispose d'un scolex à 4 ventouses, doté d'un rostre rétractable, qui présente quatrérangées de crochets pour adhérer à l'intestin de l'hôte [20]. Le cycle de vie de cette espèce commence lorsque les œufs sont excrétés par les animaux infectés, contenant dans des sacs ovigères. Ces œufs sont ingérés par les larves de puces présentes sur les animaux, qui ensuite deviennent des puces adultes porteuses du parasite sous forme des larves cysticercoïde [21]. Le chien et le chat, hôtes définitifs du parasite, se contaminent en ingérant accidentellement, une puce adulte qui héberge la larve de *Dipylidium caninum*. Après la consommation de la puce, la larve du ver est libérée dans l'intestin grêle du chat, où elle peut se développer en une forme adulte en 4 à 6 semaines. Il arrive parfois que le pou remplace la puce dans le cycle [22]. *Dipylidium caninum* représente un agent zoonotique important,

Introduction

responsable de la dipylidiose, lorsque la larve est ingérée accidentellement par l'homme via des puces infectées même écrasée [20]. Ce parasite peut infecter surtout le jeune enfant, il s'agit d'une maladie plutôt bénigne chez les chats et l'homme [23], cependant, dans certains cas, on peut observer des troubles digestifs tels que la diarrhée, une diminution de l'appétit et un prurit anal [24].

Joyeuxiella sp ; adulte parasite des carnivores, présente une structure semblable à celle de *Dipylidium caninum* [25] mais sans aucun passage zoonotique [26]. Le cycle de leur vie reste inconnu. Il contient deux hôtes intermédiaires ; le premier n'est pas spécifié, tandis que le second pourrait être un reptile (comme un lézard ou un gecko...) [27]. Dans la plupart des cas, l'infestation ne présente pas de symptômes [4].

Dans la famille *Diphyllbothridae*, on trouve un autre cestode, de couleur ivoire, qui peut mesurer jusqu'à 10 mètres longueur ; *Diphyllbothrium latum* [28]. Il possède deux hôtes intermédiaires. Les premiers sont des petits crustacés planctoniques appartenant au groupe des copépodes. Les seconds sont des poissons d'eau douce [29]. Le cycle biologique commence par les œufs, excrétés par les selles de l'hôte définitif, libèrent les embryons dans l'eau [30], une fois ingéré par le crustacé, il devient procercoïde, puis plérocercoïde dans le poisson.

L'Homme se contamine en consommant du poisson cru ou mal cuit contenant la larve enkystée dans les muscles. Dans l'intestin de l'hôte définitif (chat, chien ou homme), le ver adulte se développe et pond des œufs un mois après l'infection [30]. L'infection est souvent sans symptômes, avec parfois des troubles digestifs (diarrhée) ou des signes non spécifiques liés à une grande spoliation du chyme intestinal (un amaigrissement, asthénie, sensations vertigineuses, anémie, hyper éosinophilie) [29,30].

Les carnivores domestiques peuvent ainsi, être disséminateur des formes pathogènes de quelques espèces des Nématelminthes. Parmi ces espèces on peut citer quelques une qui affectent la santé des carnivores, mais aussi quelques espèces qui représentent un risque pour la santé de l'homme.

Uncinaria stenocephala est un nématode de la famille des *Ankylostomatidae* appartenant à l'ordre *Strongylida*, un parmi les parasites les plus courants dans l'intestin des carnivores [31], Leurs œufs éclosent sur le sol et produisent une larve de stade L1 (rhabditoïde) qui se développe en larve L3 infestante (filaire). Pour s'infester, le carnivore consomme cette larve, qui s'installe dans l'estomac puis regagne l'intestin pour continuer leur développement jusqu'à atteindre le

stade adulte [32]. Ce parasite entraîne seulement une petite hémorragie, mais peut tout de même conférer aux selles un aspect noirâtre [28].

Concernant *Strongyloïdes sp.* Il s'agit de nématodes appartenant à l'ordre *Rhabditida* et à la famille *Strongyloididae*, dont le cycle biologique est complexe. Inclut le parasitisme intestinal d'une large gamme de vertébrés [33, 34]. Leur développement se produit dans l'intestin grêle, où les larves L1 sont libérées dans le milieu extérieur via les excréments. Il y a donc deux évolutions possibles. Le premier est un cycle direct ou homogénique, la larve L1 se transforme en larve L2 puis en larve L3 qui est directement infectante. Le second est un cycle indirect ou hétérogonique. La larve L1 traverse les étapes L2, L3 et L4 avant de se transformer en un adulte (masculin ou féminin) autonome dans son milieu. Suite à la reproduction sexuée, les femelles déposent des œufs qui, après deux mues, produisent une nouvelle génération de larves L3 infectieuses [35]. Le parasite entraîne une dermatite ; prurigineuse, hyperhémique partiellement couverte de croûtes ; des pustules entourées d'une région rouge ou des nodules peuvent être présentes [11]. La pathogénie est associée à une diminution du volume sanguin, une anémie (liée à l'hématophagie du parasite), un œdème périphérique et interne, une réduction de la croissance et une chute des performances productives. Accumulation de liquide (œdème) dans la région sous-mandibulaire, l'abdomen, la cavité thoracique et la paroi intestinale [11]. Les larves filariformes présentes dans un sol contaminé peuvent infecter l'homme par contact cutané direct avec le sol. Elles traversent la peau, pénètrent l'organisme, puis migrent jusqu'à l'intestin grêle où elles poursuivent leur cycle de développement (1)

Les Spirures (*Spirura rytipleurite*) sont des vers nématodes trouvés dans les parois de l'œsophage et de l'estomac chez les carnivores domestiques [4]. Les femelles déposent leurs œufs qui sont libérés dans l'environnement à travers les excréments. Ces œufs, renferment une larve L1 [36]. Les larves pouvaient se développer à l'intérieur des blattes qui deviennent contaminées en consommant les œufs [37], La larve L1 se transforme en larve L2, puis en larve L3 infectieuse, sur une période de 21 à 30 jours. Un hôte paraténique (comme un reptile, un amphibien ou un rongeur) ingère l'hôte intermédiaire, chez lequel la larve L3 forme un kyste. L'hôte paraténique est ingéré ensuite par le chat ou le chien, ce qui entraîne sa contamination [38]. L'infestation par *Spirura rytipleurite* est habituellement sans symptômes. Il faut envisager une recherche spécifique de Spirures dans un contexte endémique lorsqu'une gastrite chronique accompagnée d'une perte de poids est observée [4].

Ollulanus tricuspis est de même, un némathelminthe très commun qui infeste l'estomac des chats domestiques et d'autres carnivores, pour provoquer occasionnellement une gastrite

grave[34]. La femelle est vivipare, libère des larves L3 infectieuses dans la lumière de l'estomac[39], ces larves continuent leur croissance pour devenir des larves L4 immatures, puis atteignent le stade adulte dans l'estomac du chat, ce qui suggère la possibilité d'un cycle endogène. Les larves de stade L3, et occasionnellement celles de stade L4, peuvent être libérées lors des vomissements. Le chat peut se contaminer en mangeant les vomissures d'un autre animal (une contamination par ingestion d'un hôte paraténique est également envisageable) [40,36].

Les Trichures, qui sont des nématodes légèrement hématophages, se trouvent principalement dans le caecum et le côlon des chiens et des chats [41]. Leur taille varie de 3 à 5 cm avec un corps qui se divise en deux segments : une section antérieure mince et étendue qui constitue les deux tiers du parasite et facilite l'adhésion à la muqueuse intestinale, ainsi qu'une section postérieure plus fine et moins longue. Ils montrent une spécificité liée à l'hôte [11] [4].

L'infestation se produit simplement par l'ingestion d'œufs présents dans les excréments d'un animal infecté [42], elle induit une anémie, des épisodes de diarrhée (parfois accompagnée de traces de sang), une détérioration de la condition générale et un état fébrile. En cas de forte présence de troubles reproductifs tels que la stérilité ou l'impuissance, ces problèmes peuvent se manifester [11].

Les ankylostomes, tout comme les ascarides, sont les nématodes intestinaux les plus couramment présents à l'échelle mondiale, ayant un impact significatif sur le plan socioéconomique et médical. On retrouve principalement les ankylostomes dans les régions tropicales, bien qu'ils soient également présents dans certaines zones tempérées de la planète [43]. L'ankylostomose à *Ancylostoma tubaeforme* chez le chat et *Ancylostoma canis* chez le chien, est généralement bien tolérée, mais ce parasite est fortement hématophage et peut induire une anémie significative. L'invasion cutanée par les larves peut parfois déclencher des papules prurigineuses susceptibles de s'infecter et d'accompagner une adénopathie superficielle (notamment au niveau poplité). Des manifestations respiratoires et systémiques (toux avec hyperthermie) ou intestinales (entérite congestive et ulcéraire accompagnée de diarrhée hématochézique) sont également envisageables. Une infection prolongée peut entraîner divers symptômes généraux, allant d'une simple perte de poids à la cachexie [44]. Les larves peuvent être transmises à l'homme par contact cutané, provoquant potentiellement un syndrome de larva migrans. On observe souvent chez l'enfant ce dernier par le biais d'une dermatite ou parfois de symptômes pulmonaires similaires à l'asthme [45].

Introduction

Les espèces du genre *Toxocara* (*T. cati* et *T. canis*) sont des nématodes parasites du système gastro-intestinale [46], qui fait partie de la famille *Acaridae* [47]. On les trouve souvent dans l'intestin des carnivores de compagnie à travers le monde [48]. Les larves ont une taille approximative de 300µm tandis que les vers adultes varient entre 4 et 10 cm [49]. Ce genre de ver, également connu sous le nom d'ascaris [50]. *Toxocara sp.* présente un cycle de vie complexe [51], Les carnivores sont les principaux hôtes finaux, tandis que les humains et divers animaux tels que rongeurs et oiseaux peuvent fonctionner comme hôtes paraténiques [52]. Les vers adultes excrètent les œufs qui persistent dans les déjections pendant une période de 10 à 14 jours. Les œufs de vers ont la capacité de survivre dans des conditions environnementales sèches [47] Après avoir ingéré les œufs embryonnés par l'hôte, les larves se développent dans l'intestin grêle. Les larves se déplacent par la muqueuse intestinale jusqu'au foie et aux poumons où elles séjournent, se transforment, puis regagnent l'intestin grêle pour se développer en vers adultes [41]. La toxocarose est une maladie zoonotique helminthique de premier plan ; l'infestation humaine se produit par ingestion d'œufs embryonnés à cause d'une mauvaise hygiène ou de la consommation de plantes contaminées. Une infestation chez l'homme peut entraîner un syndrome de larva migrans. On distingue trois formes majeures : la larva migrans viscérale, la toxocarose oculaire et un syndrome qui regroupe asthénie chronique, symptômes allergiques, douleurs abdominales et hyperéosinophilie légère [53].

Le *Toxascaris leonina* (Ascarididae, Nématode) est un parasite nématode fréquent chez différents animaux, tels que les chiens et les chats, bien qu'il puisse avoir une diversité d'hôtes définitifs. Les parasites adultes s'installent dans l'intestin grêle des hôtes finaux et peuvent engendrer de sérieuses maladies chez les jeunes animaux [54], [55]. Le cycle de vie est semblable à celui de *Toxocara sp.*, l'animal carnivore consomme soit l'œuf larvé, soit un hôte paraténique infecté [32]. L'infection à *T. Leonina* cause généralement des diarrhées, des vomissements et une malnutrition chez les animaux, pouvant même conduire à la mort chez les jeunes animaux [56].

En outre des helminthes, les protozoaires regroupent des espèces parasites pathogènes pour les chats et peuvent être transmissibles même à l'homme.

Parmi les protozoaires les plus répandus chez les carnivores ; *Cryptosporidium sp* [57], qui est un sporozoaire intracellulaire qui affecte les mammifères, les oiseaux, les reptiles et les amphibiens [58], sa localisation est intracellulaire mais extra cytoplasmique au niveau de l'intestin. L'infection se produit par la voie oro-fécale suite à la l'ingestion d'aliments ou d'eau

contaminés par des oocystes sporulés [59], ces formes résistantes ont une longue persistance dans l'environnement et ne sont inactivées que par un nombre restreint d'agents désinfectants [60]. La cryptosporidiose peut causer des diarrhées moyennes à sévères qui peuvent contenir du sang. Mais la plupart du temps, la présence du parasite ne provoque pas de symptôme chez l'hôte carnivore [61]. L'infection par *Cryptosporidium sp.* Chez l'homme peut survenir par un contact direct avec des animaux ou par la consommation d'eau et des aliments contaminées, particulièrement pathogène chez les sujets immunodéprimés [62].

Les protozoaires du genre *Giardia* parasitent un grand nombre de mammifères, y compris le chien, le chat et l'être humain. C'est un protozoaire flagellé qui se manifeste sous deux états : les formes végétatives, ou trophozoïtes, possédant un disque adhésif leur permettant de se fixer à la surface des cellules épithéliales digestives ; et les kystes, qui sont excrétés dans les selles et constituent les éléments résistants qui persistent pendant plusieurs mois, contaminant par la suite l'eau et les aliments [63] [9]. Le cycle parasitaire est direct et monoxène. La maladie chez le chat ou chez l'humain est contractée par la voie orale via les kystes [11] [64]. La plupart du temps, l'infection ne présente pas de symptômes. Elle peut toutefois provoquer des épisodes de diarrhées intermittentes, mucoïdes et pâteuses, ainsi que de l'anorexie, des vomissements, une diminution du poids et de l'apathie. Ces signes sont principalement observés chez les chiots ou les chatons, ou chez les humains dont le système immunitaire est affaibli, surtout lorsqu'ils sont co-infectés par un autre agent pathogène [65] [66].

Toxoplasme gondi, parasite spécifique du chat, appartenant à la classe *Coccidie*, la famille *Eimeriidae* [41]. C'est l'un des agents de zoonose les plus courants à travers le monde. Cette maladie n'est pas grave pour le chat, cependant, ce parasite a un fort potentiel zoonotique [67]. La majorité des chats ne montre aucun symptôme mais on constate une diarrhée temporaire due au premier contact parasitaire chez 10 à 20% des chats. En cas de contamination par voie transplacentaire ou transmammarie, les chats développent une toxoplasmose disséminée (hors intestinale) létale. Il est également possible de rencontrer des problèmes neurologiques [68]. La toxoplasmose est une zoonose de premier plan. L'Homme peut être contaminé de deux manières ; soit en ingérant des ookystes dispersés par les chats (mauvaise hygiène lors de la préparation des légumes, manipulation du bac à litière du chat ou pendant le jardinage), soit en consommant des kystes de bradyzoïtes présents dans la viande d'un hôte intermédiaire (cuisson inadéquate de la viande ovine, porcine, bovine). Chez l'Homme, l'infestation est souvent sans symptômes, mais peut parfois provoquer un syndrome semblable à la grippe, la transmission trans-

placentaire présente le risque sérieux de la maladie en provoquant la toxoplasmose congénitale chez le nouveau-né [69].

Parlant du genre *Isospora*, il s'agit de protozoaires classés parmi les coccidies Apicomplexa de la famille *Eimeriidae* [70]. La coccidiose chez les carnivores n'est pas perçue comme un souci pathologique, la coccidiose clinique survient le plus souvent chez les chiots et les chatons, souvent en lien avec le sevrage, un changement de propriétaire ou d'autres facteurs de stress [71] [72]. Les oocystes sporulés, une fois ingérés dans des aliments ou des eaux contaminées, ils libèrent des sporozoïtes dans les intestins. Les sporozoïtes infectent les cellules épithéliales de l'intestin grêle, où ils se multiplient et se développent en oocystes, qui sont ensuite excrétées dans les matières fécales (2). Chez les carnivores, l'infection par les espèces du genre *Isospora* est généralement sans symptômes. Toutefois, on peut noter la présence de diarrhée, parfois avec du sang, surtout chez le jeune animal. Dans des cas exceptionnels, cette situation peut conduire à la déshydratation et au décès. Suite à l'infection initiale, une immunité propre à l'espèce s'établit [60]. D'autres coccidies peuvent être hébergées par les carnivores, citant *Hammondia hammondi* qui est un parasite coccidien exclusivement lié au chat [60] [73], ses oocystes sont indistinguables de ceux des genres *Isospora* (bien que ces derniers soient souvent de plus grande taille), *Besnoitia* et, surtout, *Toxoplasme* [23].

Sarcocystis sp, sont des parasites hautement spécifiques, certaines espèces sont donc spécifiques des carnivores [67]. Les carnivores contractent l'infection en consommant des kystes tissulaires contenus dans les muscles de leurs hôtes intermédiaires infectés (cela peut être un mouton, une chèvre, un porc, une vache, un chien ou un rongeur). Dans son intestin, le parasite se reproduit formant des oocystes excrétés dans les selles [65]. Chez les chiens et les chats, l'infection est généralement sans signes cliniques. En cas de réinfection, une immunité partielle, spécifique à l'espèce de *Sarcocystis*, peut se développer, en cas d'apparition de symptômes on peut noter de la fièvre, une anorexie, une fatigue générale, des troubles neurologiques, une anémie ou encore des avortements [65] [23].

Des nématodes parasites pulmonaires du chat, tel qu'*Aelurostrongylus abstrusus* [41], *Capillaria aerophila* [9] et *Troglostrongylus* [74] présentent des formes de dissémination (œufs ou larves) qui sont expectorées et ingérées. Elles sont par la suite expulsées dans l'environnement extérieur par le biais des excréments.

Introduction

En fin, après cette présentation des principales espèces parasites des carnivores, il paraît clairement que les carnivores domestiques représentent un éventuel réservoir pour des maladies zoonotiques à élimination fécale. Afin d'estimer le risque de la contamination parasitaire public, il est utile d'étudier la contamination fécale des carnivores transmissible à l'homme dans le milieu urbain. L'objectif de cette étude est donc, de rechercher la présence des formes parasitaires dans les aires de jeux publics de notre ville, et d'inventorier les parasites essentiellement ceux a potentiel zoonotique transmis par les chats et les chiens errants et leur risque pour la santé humaine, notamment les enfants. Car l'établissement des plans prophylactiques des infestations humaines passe obligatoirement par la réduction de la contamination du sol et la sensibilisation du public aux risques présenté.

Partie expérimentale

I. Matériel et méthodes :

I.1. Matériel

1.1. Présentation de la région d'étude :

La wilaya de Guelma est située au Nord-est du pays, représente, d'un point de vue géographique, un carrefour entre les pôles industriels du nord (Annaba - Skikda) et les centres d'échanges du sud (Oum-El-Bouaghi et Tébessa), sans oublier la proximité avec le territoire tunisien à l'est(3). Elle est à 290 mètres d'altitude, située au centre d'une vaste zone agricole et est entourée de montagnes telles que Maouna, Dbegh et Houara. Ce cadre naturel lui a valu le surnom de « ville assiette ». Sa région bénéficie d'une fertilité exceptionnelle grâce à la Seybouse ainsi qu'à un grand barrage qui permet d'irriguer une étendue considérable (4)

Notre étude est circonscrite au niveau de la commune de Guelma, chef-lieu de la wilaya. On a ciblé neuf cités du milieu urbain de la commune, ce sont ceux meublés des petits aires de jeux des enfants ou ceux présentant des jardins publics fréquentés par les enfants (**figure 1**).

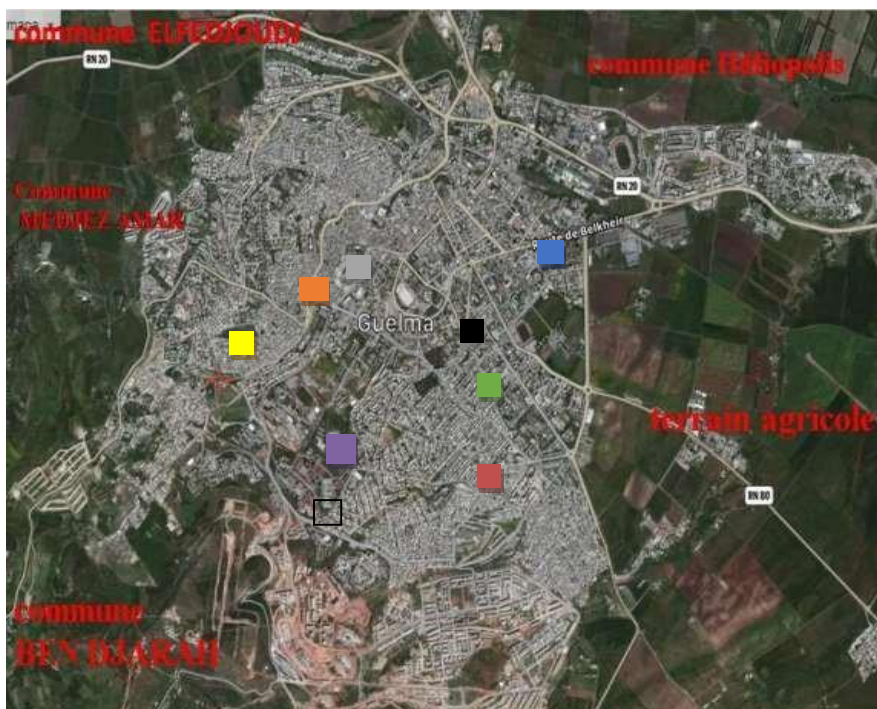


Figure.1. Vue de la commune de Guelma présentant les sites d'étude (Google Earthe,[75])

Ain Defla 19 juin 1965 La gare Le pôle urbain sud Guehdour Taher
19 Mars Safsaf El Hadj Mbark Bou-arwaih Sliman

I.2.Matériel

I.2.1. Matériel biologique :

Le matériel biologique est représenté par des prélèvements du sable et des fragments de matières fécales des animaux retrouvées de dans. Un total de 25 sites a été échantillonné (e site de prélèvement des échantillons de fèces inclut également du sable). représentant différentes aires de jeux répartis sur différents cités de la ville de Guelma comme ci mentionné sur le tableau ci-dessous.

Cette répartition permet d'évaluer le degré de contamination parasitaire de la zone urbaine étudiée par les éléments rejetés dans les matières fécale des animaux contaminants les aires de jeux visitées.

Tableau 01: Sites des prélèvements au niveau de la commune de Guelma

Localisation	Nombre de prélèvements
Aïn Defla	4
La gare	3
Guehdour Taher	3
19 juin 1965	2
Le pôle urbain sud	3
Safsaf	2
19 Mars	2
El Hadj Mbark	3
Bou-arwaih Sliman	3

I.2.2. Matériel de laboratoire

Le matériel nécessaire pour l'analyse au niveau du laboratoire est (**Figure 2**):

- La verrerie du laboratoire (Béchers, verres à pied, tubes à essai, lames et lamelles, verres du montre).
- Un petit matériel (boites pour prélèvement, passoire, pinces, spatules, un support pour les tubes à essai).

Partie expérimental

- Appareillage simple du laboratoire (balance, bec bunsen, microscopes)
- Des solutions (alcool, eau physiologique, Chlorure de sodium) et des colorants (Lugol)
- Matériel nécessaire pour la désinfection (papier absorbant et eau javel)
- Des gants et des masques pour se protéger



Figure.2. : Matériel du laboratoire utilisé

I.3. Méthodes

I.3.1. Méthode de prélèvement

Des prélèvements de sable ainsi des fragments de matières fécales des animaux contenues dans ce sable ont été collectés séparément en respectant les conditions d'hygiène pour éviter toute contamination. On a utilisé des gants propres pour manipuler les prélèvements, qui ont ensuite été récupérées dans des récipients stériles.

Pour le prélèvement du sable, une excavation de 5 à 8 cm de profondeur a été réalisée afin d'accéder aux couches potentiellement contaminées. Le sable ainsi extrait est placé dans des sacs en plastique propres (**Figure 3, annexes**). Chaque prélèvement est collecté de plusieurs points répartis de façon homogène sur la zone sablonneuse des aires de jeux afin de couvrir la totalité de la surface de chaque bac à sable, zones d'ombre ainsi qu'en plein soleil.

Partie expérimental

En récupérant le sable, ce dernier est soigneusement examiné, une fois les excréments des animaux enterrés sont trouvés, ils sont déposés dans des boîtes de prélèvement stériles (**Figure 4**).

Les prélèvements ont été rapidement transférés au laboratoire, S'ils n'ont pas été analysés le jour même, ils ont été conservés à la température de réfrigération.



Figure.3.Prélèvement du sable



Figure.4.Prélèvement d'excrément des animaux

I.3.2. Examen macroscopique des selles

L'examen macroscopique des selles représente une étape initiale essentielle dans le diagnostic parasitologique. Il permet, à l'œil nu, d'apprécier certains paramètres comme l'aspect général, la consistance (selles formées, molles ou liquides) et la couleur. Cet examen vise également à détecter d'éventuels éléments parasitaires visibles, tels que des vers adultes ou des segments de cestodes. Bien que cette méthode présente une sensibilité limitée, toute observation positive particulièrement importante pour orienter les analyses complémentaires

I.3.3. Examen microscopique des selles :

I.3.3. 1.Examen direct:

Observation microscopique en milieu frais Pour identifier les trophozoïtes mobiles des protozoaires, les kystes, les formes végétatives et les parasites qui sont difficiles à concentrer.

➤ Examen direct au l'eau physiologie :

Une dilution d'une petite noisette des fèces est préparée dans l'eau physiologique tiède, directement sur la lame porte objet, cette dernière est recouverte d'une lamelle puis observée attentivement sous microscope (à l'objectif x10 puis x40).

➤ Examen direct au Lugol:

Partie expérimental

Les mêmes dilutions seront réalisées, toutefois la solution saline est remplacée par une goutte de lugol double. Chaque échantillon sera observé à trois reprises, aux objectifs $\times 10$ et $\times 40$, afin d'assurer la fiabilité des observations microscopiques (travail personnelle)

I.3.3. 2.Méthodes de flottation:

En médecine vétérinaire, la méthode de flottation est l'approche d'enrichissement la plus couramment adoptée. Cette technique s'appuie sur la variation de densité entre les résidus fécaux, les composantes parasitaires que l'on veut examiner et le milieu de flottation employé. Elle est particulièrement efficace pour mettre en évidence un grand nombre de parasites, notamment ceux ayant une faible densité tels que les protozoaires et les œufs d'helminthes [76].

➤ Flottation simple :

Il s'agit de la méthode traditionnelle de flottation, une technique qualitative rapide et économique. Utilisez une spatule pour diluer 3g de l'échantillon déjà homogénéisé dans 50 millilitres de liquide de flottation (chlorure de sodium saturé à 25 %) dans un verre à pied. On utilise une passoire à thé pour tamiser le mélange, ce qui permet d'éliminer les grosses particules. La solution obtenue est ensuite déversée dans les tubes à essai jusqu'à ce qu'un ménisque convexe se forme à leur surface. On dépose délicatement une lamelle sur la surface du tube à essai afin d'éviter la formation de bulles d'air entre le liquide et la lamelle. Après avoir attendu de 5 à 10 minutes et retiré la lamelle, placez-la sur une lame microscope pour une première observation à l'objectif $\times 10$ puis à l'objectif $\times 40$ avant que l'eau ne s'évapore et que le sel ne commence à cristalliser (**Figure 5**) .

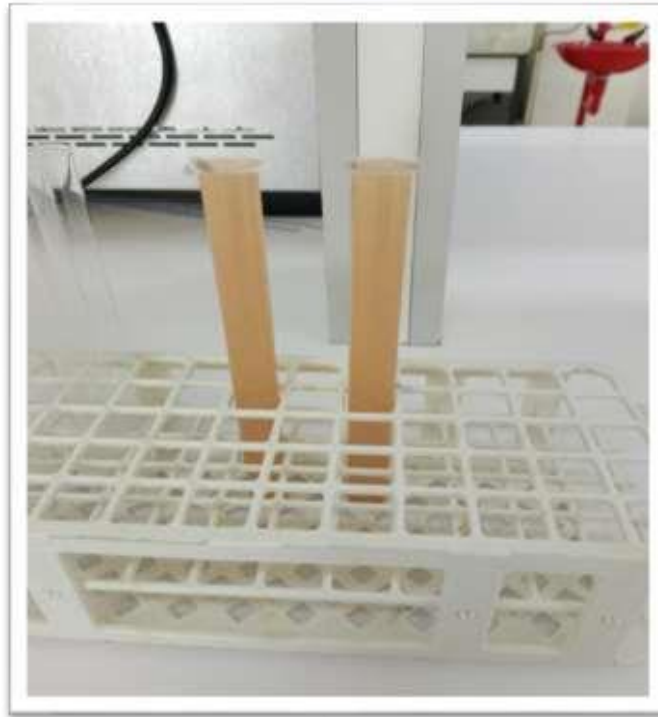


Figure.5. Flottation simple

➤ **Flottation McMaster :**

On utilise fréquemment la technique de McMaster dans l'analyse coproparasitologique pour évaluer le nombre d'éléments parasitaires présents dans un échantillon de selles. Cela offre une évaluation quantitative des parasites présents dans les excréments des animaux[77]. Une dilution de l'échantillon est réalisée à l'ordre de 3 g de fèces pour 50 ml de liquide de flottation. La suspension obtenue est ensuite soigneusement homogénéisée. La solution homogène est filtrée à l'aide d'un tamis fin (type passoire à thé) afin d'éliminer les particules grossières telles que les débris alimentaires. Le filtrat est ensuite utilisé pour remplir les deux chambres de la lame de McMaster à l'aide d'une pipette. Il est essentiel de veiller à l'absence de bulles d'air dans les chambres, car celles-ci peuvent perturber l'observation et le comptage. La lame est ensuite placée sous le microscope, et l'observation est effectuée à un grossissement de $\times 10$, ce qui permet de visualiser les œufs parasitaires présents dans l'échantillon (**Figure 6**) .

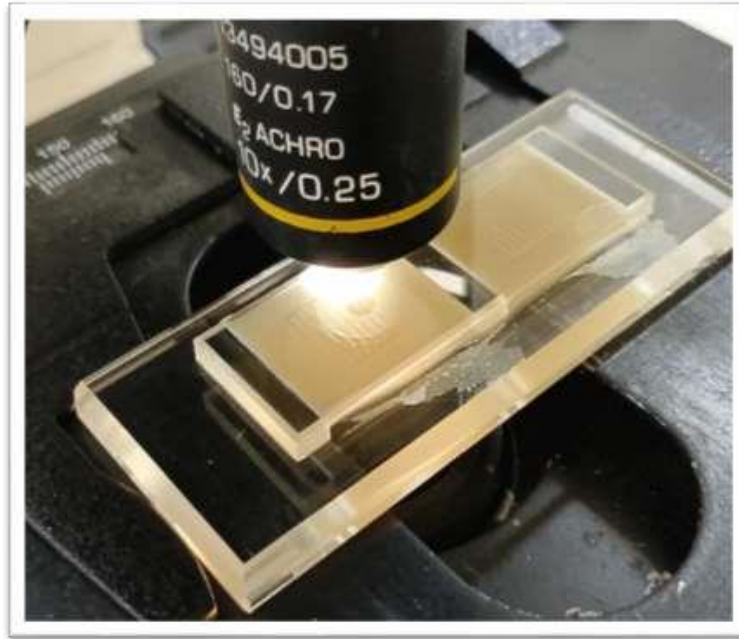


Figure.6.Flottation de McMaster

I.3.4. Examen microscopique du sable :

Le sable prélevé est de même mise à une flottation. Après homogénéisation du prélèvement, un grand bicher de 1L va servir à mélanger un volume du sable dans neuf volumes du liquide de flottation, le mélange est déposé dans des tubes à essai et, comme une flottation simple des selles, une lamelle est mise à la surface des tubes pour récupérer les éléments parasitaires flottants. Après un repos de 10 minutes, les lamelles sont installées sur des lames porte-objets pour une recherche microscopique soignée [85].

L'identification des formes parasitaires retrouvées au cours de la lecture microscopique est réalisée en se basant sur la clé développée par Zajac et Conboy [41].

Résultats

II. Résultats

II.1. Appréciation du niveau de propreté des sites échantillonnés

Les sites échantillonnés sont représentés par des aires de jeux fréquentées par les enfants, l'observation de la structure et du niveau de propreté de ces sites a permis de retirer les points suivants :

- La majorité des aires échantillonnées sont des petits bacs à sable non clôturés, facilement accessible aux animaux errants chats surtout (**Annexes**), et fortement souillés par des déchets.
- Le sable de ces aires est abandonné et n'est plus renouvelé ni nettoyé depuis longtemps ;
- Au cours de l'échantillonnage du sable, tous les aires, sans exception, ont été contaminées par des excréments des animaux ;
- L'observation des excréments enterrés dans le sable des aires de jeux échantillonnées a permis de confirmer que ce sont tous d'origine félin(**Annexes**).

II.2. Résultats de l'examen macroscopique :

L'examen macroscopique des matières fécales révèle des variations de consistance et de degré de fraîcheur, il a permis la détection des organismes filiformes de petite taille, de teinte blanchâtre à jaunâtre, évoquant des formes larvaires mouche (**Figure 7**) .



Figure.7. Aspect macroscopique de matière fécale des chats avec
Des larves des mouches (désigné avec une flèche) (photo personnelle)

II.3. Résultats de l'examen microscopique :

II.3.1. Taux global de positivité :

Chaque aire de jeux échantillonné est considéré comme parasitologiquement positifs, au moins un prélèvement réalisé (matières fécale ou sol) a présenté au moins une espèce parasite à un des différents moments de la recherche coproscopique (**Tableau 2, Figure 8**).

Tableau 2 : Nombre de prélèvements

Positifs à la coproscopie

	Nombre des prélèvements
Cas positive	23
Cas négative	2



Figure.8. Taux de positivité des aires

De jeux échantillonnés

Des résultats de la recherche coproscopique mentionnés sur le tableau et la figure ci dessus, il ressort que la majorité (92%) des espaces des jeux des enfants échantillonnés dans le milieu urbain de Guelma, sont contaminés par différentes formes parasites émergées par les chats.

II.3.2. Variabilité du taux de positivité selon le type de prélèvement

Les parasites détectés au cours des analyses parasitologique des différents sites d'études, sont retrouvés encore contenus dans la matière fécale des chats ou déjà dispersés sur le sable des espaces de jeux visités. Cette variabilité est mentionnée sur le tableau ci-après.

Tableau 3 : Taux de positivité selon le type de prélèvement

Type de prélèvement	Taux de positivité
Prélèvement de sol	12 %
Prélèvement de MF	80 %

De cette observation, on a noté que seulement 12% des aires de jeux échantillonnés ont présenté du sable contaminé par les différentes formes parasites, bien que 80% des excréments des chats retrouvés sur ces mêmes aires de jeux ont été révélés positifs à la recherche coproscopique.

II.3.3. Variabilité du taux de positivité selon les sites de prélèvements :

L'observation de la répartition des prélèvements positifs à la recherche parasitologique sur les différentes cités de la ville de Guelma, a permet d'établir le tableau et la figure ci dessous.

Tableau 4 : Répartition du nombre de cas positifs selon le site de prélèvements

Région	Nombre de cas positifs
Aïn Defla	4
La gare	3
Guehdour Taher	1
19 juin 1965	2
Le pôle urbain sud	3
Safsaf	2
19 Mars	2
El Hadj Mbark	3
Bou-arwaih Sliman	3
Total	23

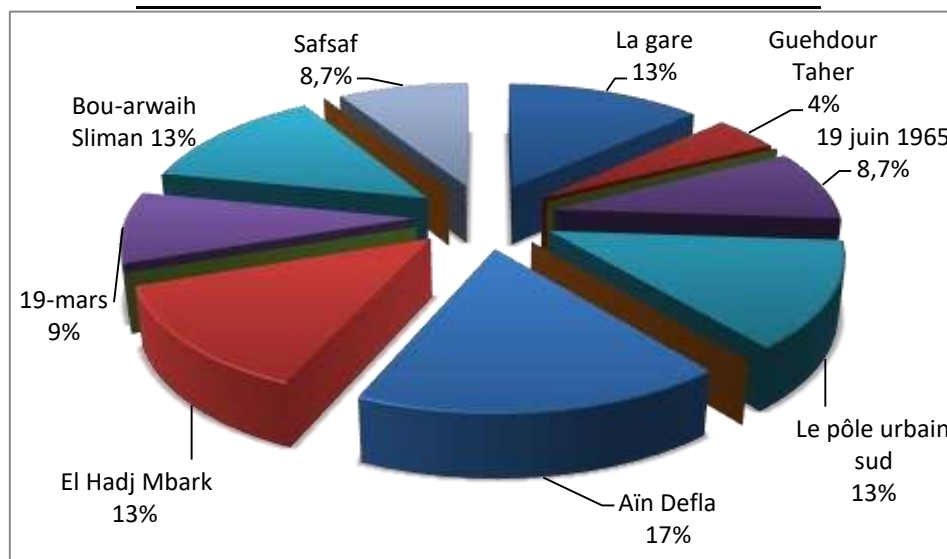


Figure.9. Répartition des prélèvements positifs sur les cités étudiées de la ville de Guelma

La cité Aïn Defla présente le taux d'infestation le plus élevé, avec 17,39 % des résultats positifs à la coproscopie. 13,04 % des cas sont signalés à La gare, Le pôle urbain sud, El Hadj Mbark et Bou-arwaih Sliman, de même. Des taux plus modérés sont observés dans d'autres régions tel que le lotissement 19 Juin 1965, 19 Mars et Safsaf, avec 8,70 % des cas. Finalement, Guehdour Taher est la zone où l'infestation parasitaire est la moins présente, avec un pourcentage de 4,35 % (**Tableau 4**).

II.4. Résultats de l'identification des espèces parasitaires

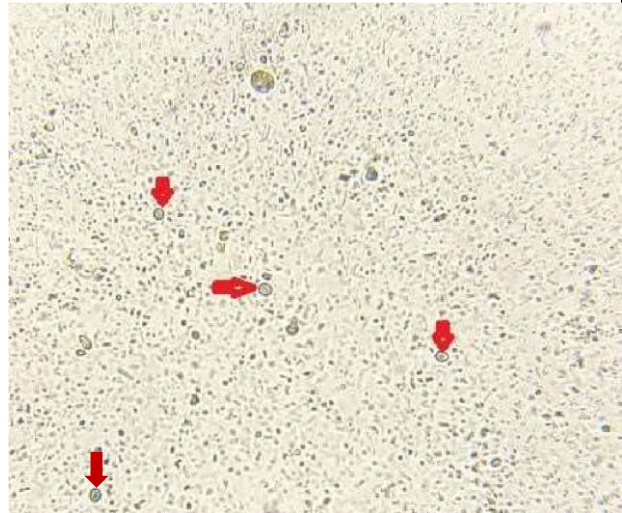
II.4.1. Les espèces parasitaires identifiées :

L'observation microscopique a permis de détecter dix types de parasites dans les prélèvements (sol et excréments) analysés.

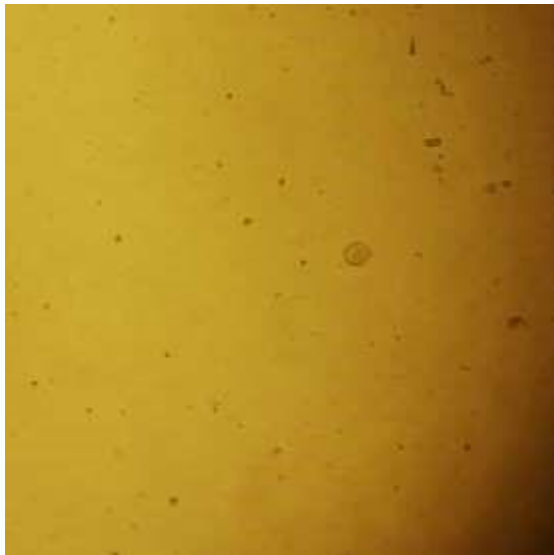
Les figures qui suivent montrent des diverses structures parasitaires révélées



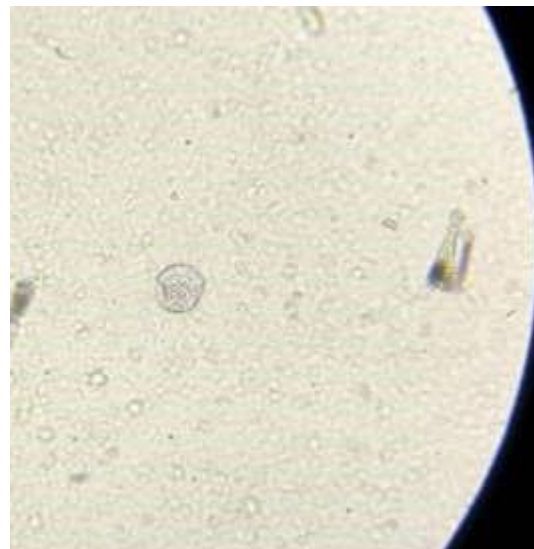
Kyste de *Giardia sp.* (x40)



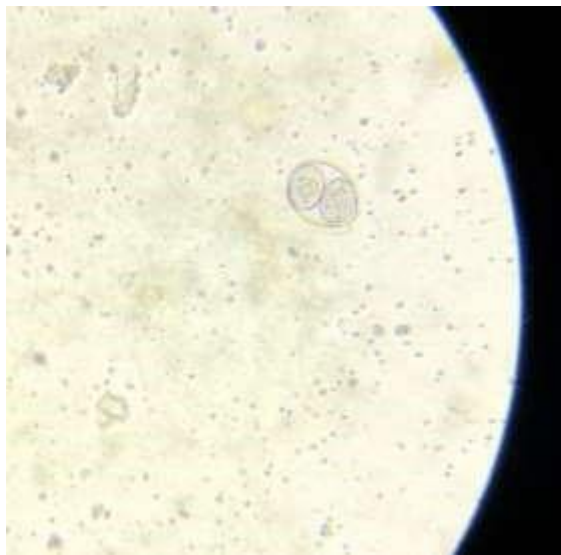
Oocystes de *Cryptosporidium sp.* (x40)



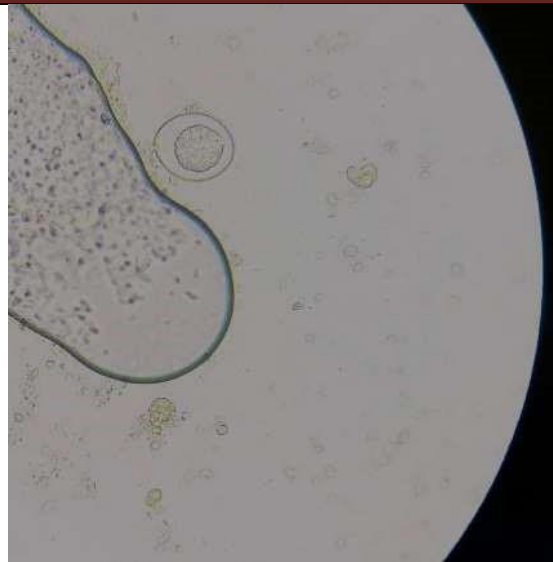
Oocyste de *Toxoplasma gondii*(x40)



Oocyste de *Cystoisospora rivolta*(x40)



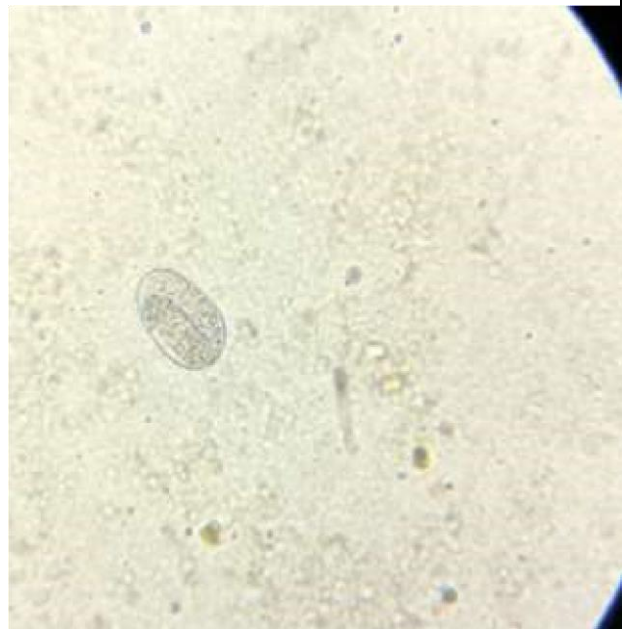
Oocyste de *Cystoisospora felis* sporulé (x40)



Oocyste de *Cystoisospora felis* non sporulé(x40)



Œuf *Ankylostoma* sp. (x40)



Œuf *Ankylostoma* sp. larvé (x40)

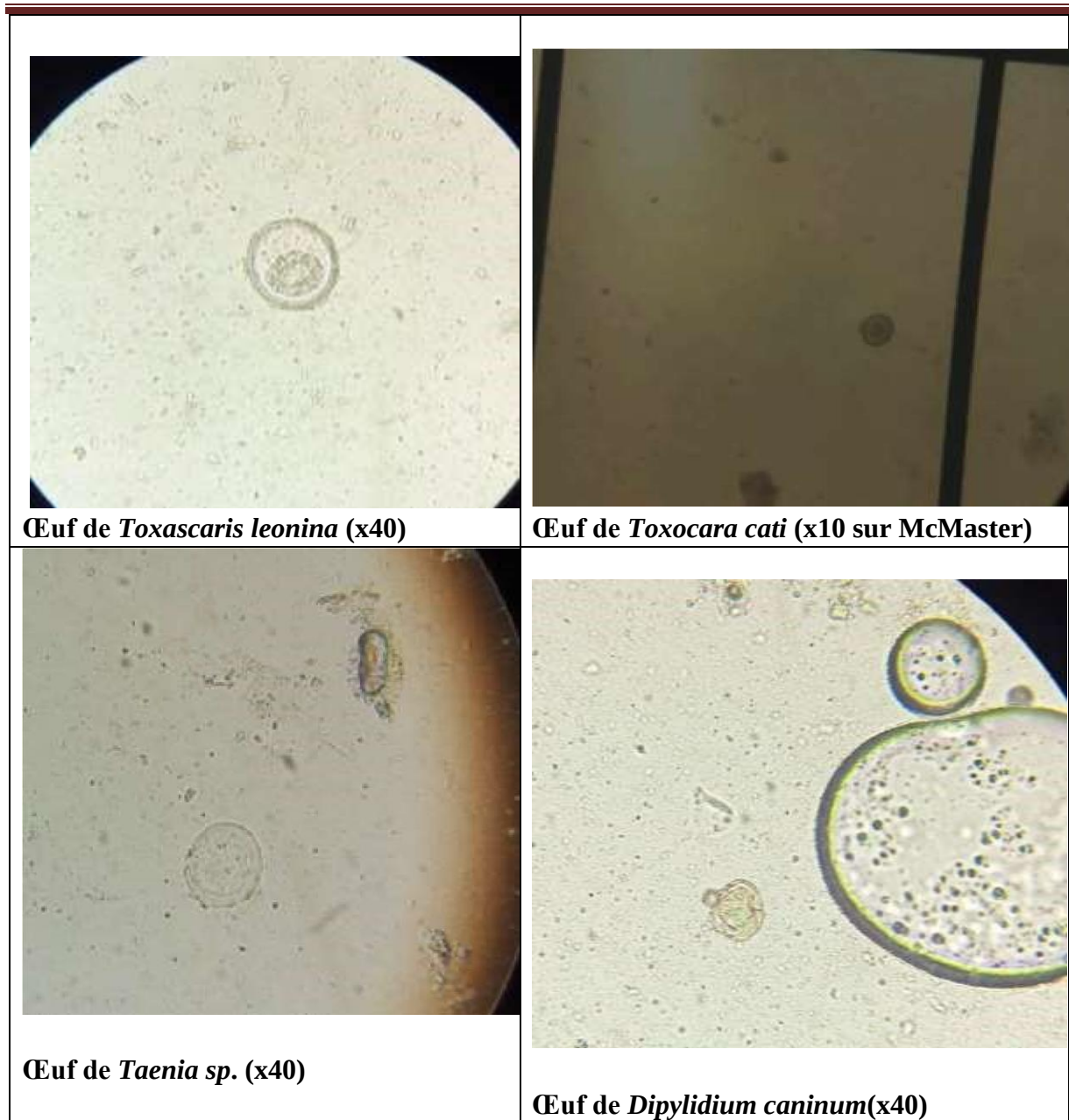


Figure.10.Espèces parasitaires identifiées

Parmi les parasites identifiés au cours de l'examen microscopiques des prélèvements du sable et des fèces des chats enterrés, on trouve 5 espèces des protozoaires ; un flagellé et 4 sporozoaires :

- *Giardia* sp.
- *Toxoplasma gondii* - *Cryptosporidium* sp.
- *Cystoisospora* (*Cystoisospora*) *felis*
- *Cystoisospora* (*Cystoisospora*) *rivolta*

Des œufs des helminthes sont ainsi retrouvés, on peut compter 5 espèces ; trois espèces des Nématodes :

- *Toxocara cati* - *Toxascaris leonina* - *Ankylostoma sp.*

Et deux espèces des Cestodes :

- *Taenia sp.*

- *Dipylidium caninum*

II.4.2. Réparation des espèces identifiées selon le type de prélèvement

Les prélèvements du sol des aires de jeux sableuses et les prélèvements de la matière fécale des chats enterrée, ont permis de détecter des espèces parasitaires différentes. Les résultats de l'identification des espèces parasitaires sur les deux prélèvements sont mentionnés sur le tableau ci-après.

Tableau 5 : Variation des espèces identifiées selon le type de prélèvements

Type de prélèvement	Espèces parasitaires révélées
Prélèvements de sol	<i>Taenia sp.</i> , <i>Cystoisospora rivolta</i> , <i>Dipylidium caninum</i> , <i>Toxocara cati</i>
Prélèvements de MF	<i>Giardia</i> , <i>Cryptosporidium sp.</i> , <i>Toxoplasma gondii</i> , <i>Cystoisospora rivolta</i> , <i>Toxocara cati</i> , <i>Dipylidium caninum</i> , <i>Taenia sp.</i> , <i>Ankylostoma</i> , <i>Toxascaris leonina</i> , <i>Cystoisospora felis</i>

La comparaison entre les échantillons de matière fécale de chats et ceux de sol révèle la présence des mêmes espèces parasitaires. Toutefois, seuls quatre parasites ont été détectés dans le sol, à savoir *Cystoisospora rivolta*, *Taenia sp.*, *Dipylidium caninum* et *Toxocara cati*.

Par contre, les analyses des fèces ont permis d'identifier dix espèces parasitaires, incluant

Toxocara cati, *Toxascaris leonina*, *Giardia*, *Toxoplasma gondii*, *Cystoisospora rivolta*, *Cystoisospora felis*, *Cryptosporidium sp.*, *Dipylidium caninum*, *Ankylostoma sp.* et *Taenia sp.*

II.4.3. Fréquence d'isolement des espèces parasitaires identifiées :

Le tableau ci-dessous présente la répartition des différentes espèces parasitaires identifiées au cours de la présente étude selon la fréquence de leur isolement.

Tableau 6 : Fréquence d'isolement des espèces parasitaires

	Espèces identifiées	Nombre de prélèvements	Prévalence (%)
Plathelminthes	<i>Taenia sp</i>	9	36 (%)
	<i>Dipylidium caninum</i>	6	24(%)
Nématelminthes	<i>Toxocara cati</i>	8	32(%)
	<i>Toxocara leonina</i>	1	4(%)
	<i>Ankylostoma</i>	3	12(%)
Protozoaires	<i>Giardia</i>	4	16(%)
	<i>Isospora rivolta</i>	8	32(%)
	<i>Isospora felis</i>	2	8(%)
	<i>Toxoplasma gondi</i>	9	36(%)
	<i>Cryptosporidium sp</i>	2	8 (%)
T		53	100 (%)

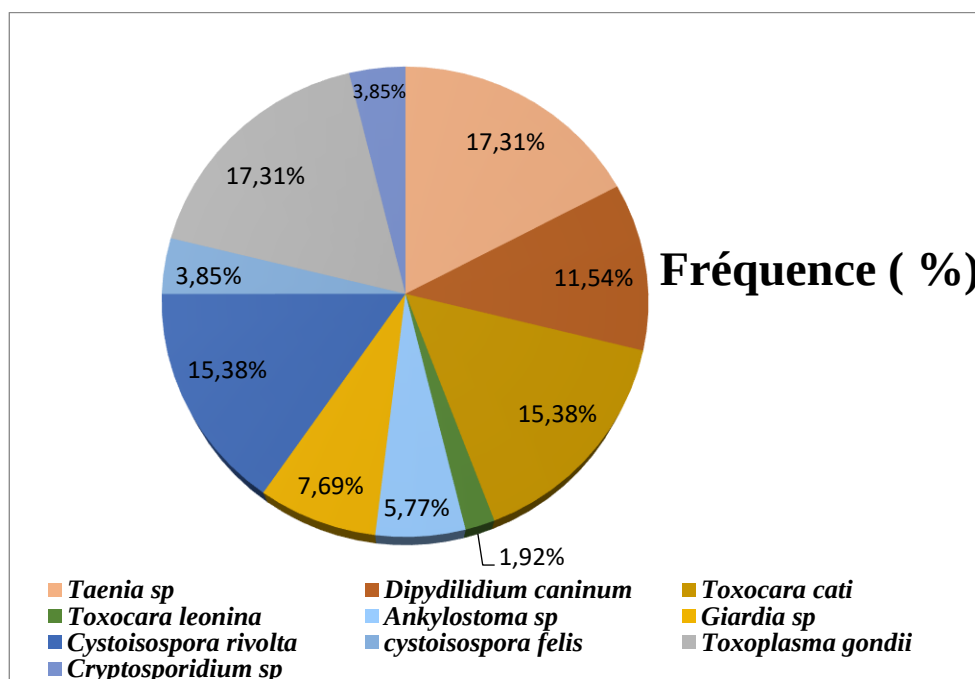


Figure.11.: Répartition des espèces parasitaires identifiées selon leur fréquence d'isolement

Résultats

L'étude parasitaire des prélèvements obtenus à partir des aires ciblées indique que les espèces les plus fréquemment isolées sont *Taenia sp.* et *Toxoplasma gondi* avec 17,3% des isolats chacune. *Toxocara cati* et *Cystoisospora rivolta* viennent en deuxième position, isolées tous les deux sur 8 aires de jeux (15,38%). Suivis par *Dipylidium caninum* (11,53%) et *Giardia sp.* (5,77%) et en fin *Ankylostoma sp.*, *Cystoisospora felis*, *Cryptosporidium sp.* et *Toxocara leonina*.

II.4.4. Prévalence des espèces parasitaires identifiées :

La figure ci-dessous présente la prévalence des différentes espèces parasitaires identifiées sur le sol et les excréments des chats prélevés de différentes aires de jeux de la ville de Guelma.

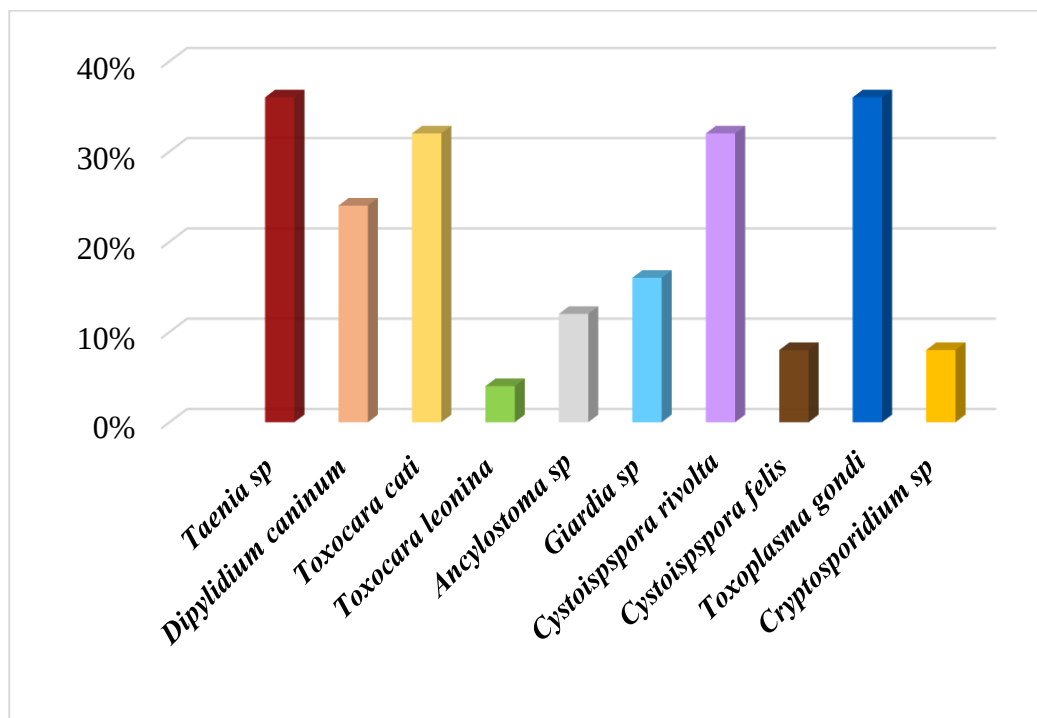


Figure.12. : Prévalence des espèces parasitaires isolées des aires de jeux

La prévalence d'infestation la plus élevée a été observée chez *Taenia sp* et *Toxoplasma gondii* détectés dans 36 % des Prélèvements analysés (soit 9 sites infestés 25 sites échantillonnés). Ils sont suivis de près par *Toxocara cati* et *Cystoisospora rivolta*, retrouvés dans (32 %) des cas. *Dipylidium caninum* a été identifié dans (24 %) des prélèvements. La présence de *Giardia* a été constatée dans 16 % des échantillons, tandis qu'*Ancylostoma* a été détecté chez (12 %) des sujets. D'autres parasites, moins fréquemment rencontrés, incluent *Cryptosporidium sp.* et *Cystoisospora felis*, chacun avec une prévalence de (8 %) ainsi que *Toxocara leonina*, observé dans (4 %) des cas.

II.4.5. Répartition des espèces identifiées selon les sites d'étude

II.3.5. 1. Répartition des cas de *Toxoplasma gondii*

La figure ci-après représente les isolats de *Toxoplasma gondii* et leurs répartitions sur les différentes cités échantillonnées.

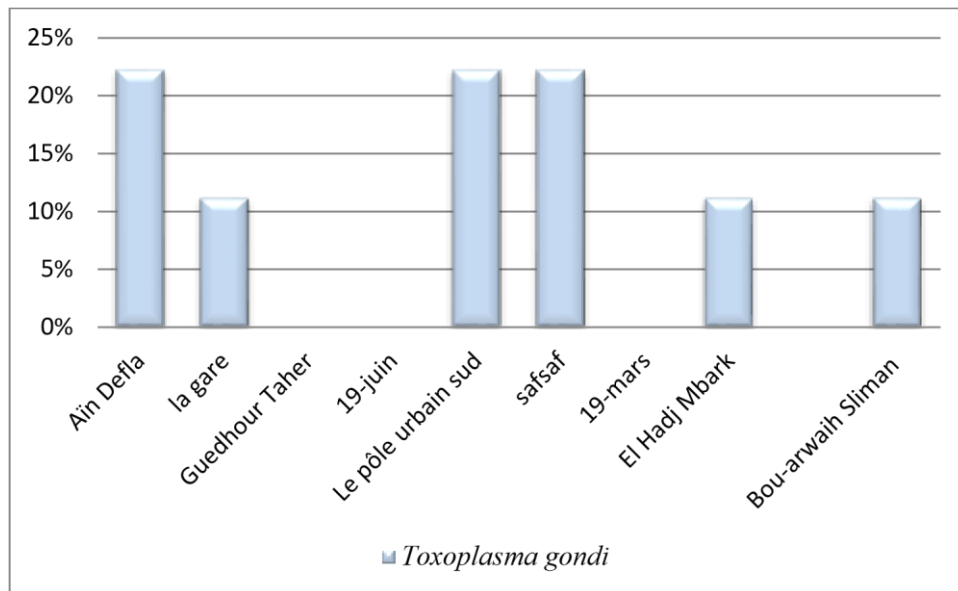


Figure.13. Répartition de *Toxoplasma gondii* dans les cités étudiées

Le graphique présente la prévalence relative de *Toxoplasma gondii* dans divers sites visités. Les résultats montrent des variations notables entre les localités. Trois sites présentent les taux les plus élevés d'infection, chacune a présenté plus de 22% des cas enregistrés : la cité Aïn Defla, le pôle urbain sud et la cité Safsaf. Les sites La gare, El Hadj Mbark et Bou-arwaih Sliman présentent tous une prévalence modérée (11,11% chacune). En revanche, certains sites comme les aires de jeux de la cité Guehdour Taher, le lotissement 19 juin 1965 et la cité 19 mars (les HLM), ont été révélés indemnes de *Toxoplasme gondii*.

II.3.5. 2. Répartition des cas de *Taenia sp*

Au cours de la présente étude, les œufs de *Taenia sp*, sont isolés sur différents aires de jeux, la répartition de ces isolats selon les cités est illustrée par la figure ci-après.

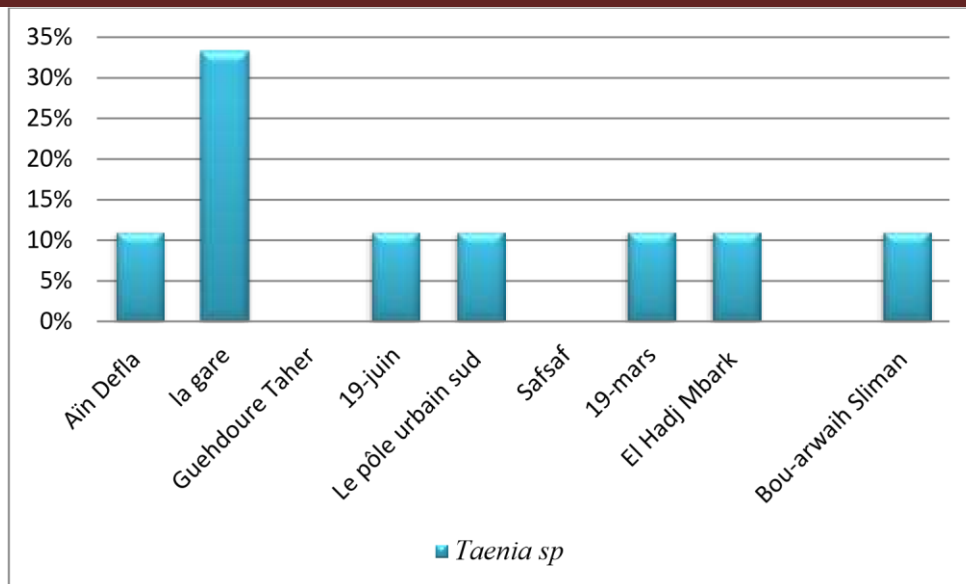


Figure.14.Répartition de *Taenia sp* dans les cités étudiées

Le graphique met en évidence la répartition de l'infection par *Taenia sp*, dans divers cités de la ville de Guelma. Il est évident que La Gare affiche le taux de prévalence le plus élevée, s'élevant à près de (33.33%). Les autres localités telles que Cité Aïn Defla, 19-juin 1965, Le pôle urbain sud, 19-mars, El Hadj Mbark et Bou-arwaih Sliman montrent tous une prévalence similaire avec (11.11%), indiquant une exposition stable mais modérée au parasite dans ces régions. Il convient que les cités Guehdour Taher et Safsaf sont les seules localités où aucun cas n'a été signalé.

II.3.5. 3.Répartition des cas de *Toxocara cati*

Les résultats de la répartition des cas de *Toxocara cati* sur les aires de jeux échantillonnées sont illustrés par la figure ci-dessous.

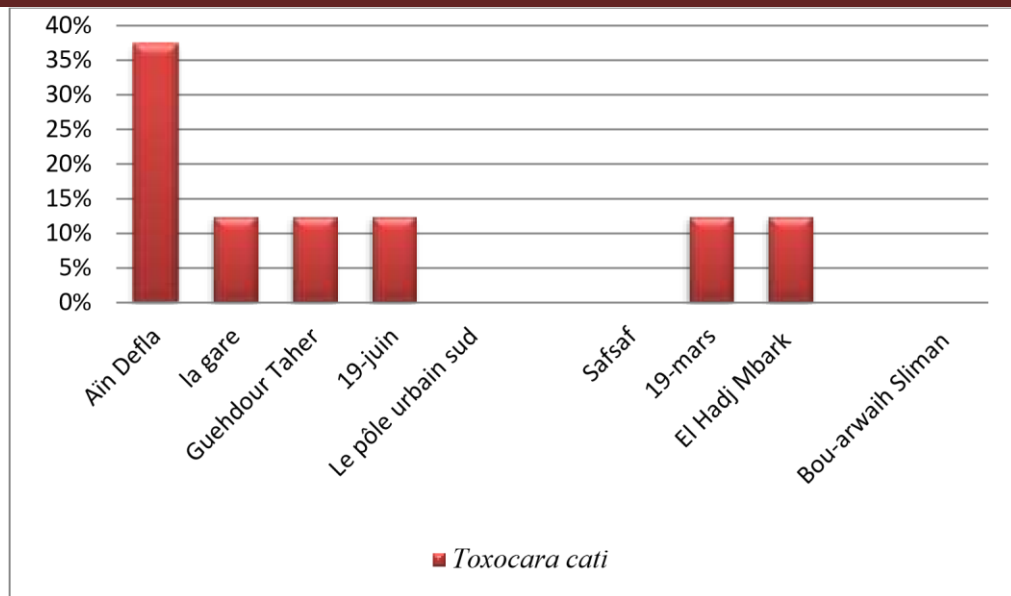


Figure.15.Répartition de *Toxocara cati* dans les cités étudiées

L'analyse a met en évidence une disparité marquée dans la prévalence de *Toxocara cati* selon les localités étudiées. La cité Aïn Defla se distingue nettement avec enregistrement d'environ 38% des cas, ce qui peut indiquer une forte exposition aux sources de contamination (chats errants). Des taux allant autour de 12.5 à 13%, sont observés dans les quartiers « Guehdour Taher », « 19 juin 1965», «La gare », « El Hadj Mbark » et le « 19-mars », suggérant une contamination modérée mais persistante. À l'opposé, les sites, "Safsaf", "Le pôle urbain sud" et "Bou-arwaih Sliman" ne présentent aucune élimination de cette espèce.

II.3.5.4. Répartition des cas de *Cystoisospora rivolta*

La répartition des isolats de *Cystoisospora rivolta* sur les cités étudiées, a permet d'établir la figure suivante.

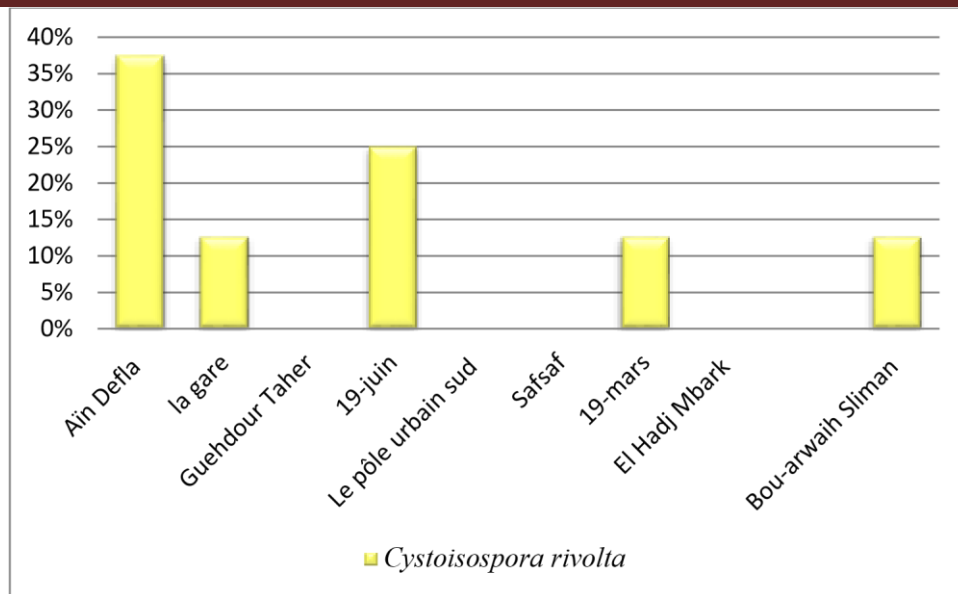


Figure.16. Répartition de *Cystoisospora rivolta* dans les régions étudiées

Il ressort de la figure que la prévalence la plus élevée est observée à Cité Aïn Defla, atteignant environ (37,5%). La localité 19-juin 1965, suit avec un taux notable avoisinant (25%), tandis que d'autres régions comme La gare, 19-mars, et Bou-arwaih Sliman présentent des taux similaires, autour de (12.5%). Par contre, Guehdour Taher, Le pôle urbain sud, El Hadj Mbark et Safsaf ne montrent aucun cas d'infection détecté.

II.3.5. 5. Répartition des cas de *Dipylidium caninum*

Les résultats de l'isolement de *Dipylidium caninum* des prélèvements récupérés de différentes cités et analysés au cours de cette étude sont mentionnés sur la figure ci-dessous.

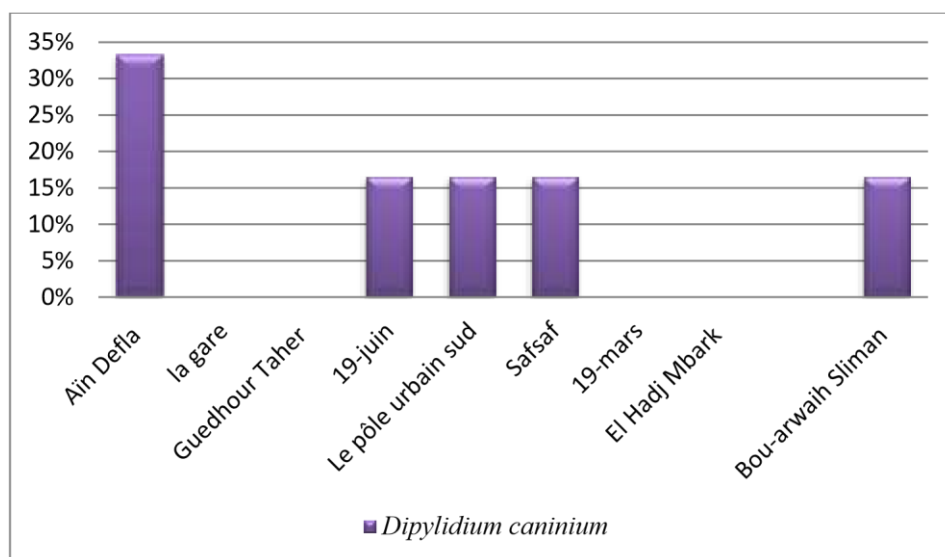


Figure.17. Répartition de *Dipylidium caninum* dans les régions étudiées

Les résultats de la coproscopie ont montré la présence des œufs de *Dipylidium caninum* dans plusieurs localités. On remarque que la cité Aïn Defla présente, elle seule, le tiers des cas (33%), ce qui indique une forte contamination des sols par les excréments des chats errants. D'autres zones comme Le pôle urbain sud, 19 juin 1965, Bou-arwaih Sliman et Safsaf ont indiqués la présence du parasite (16 à 17%). Guehdour Taher, 19 mars, la gare et El Hadj Mbark ne montrent aucun cas.

II.3.5.6. Répartition des cas de *Giardia sp.*

Les cas d'isolement de *Giardia sp.*, sont répartis sur les cités échantillonnées de la ville de Guelma comme ci mentionné sur la figure ci-après.

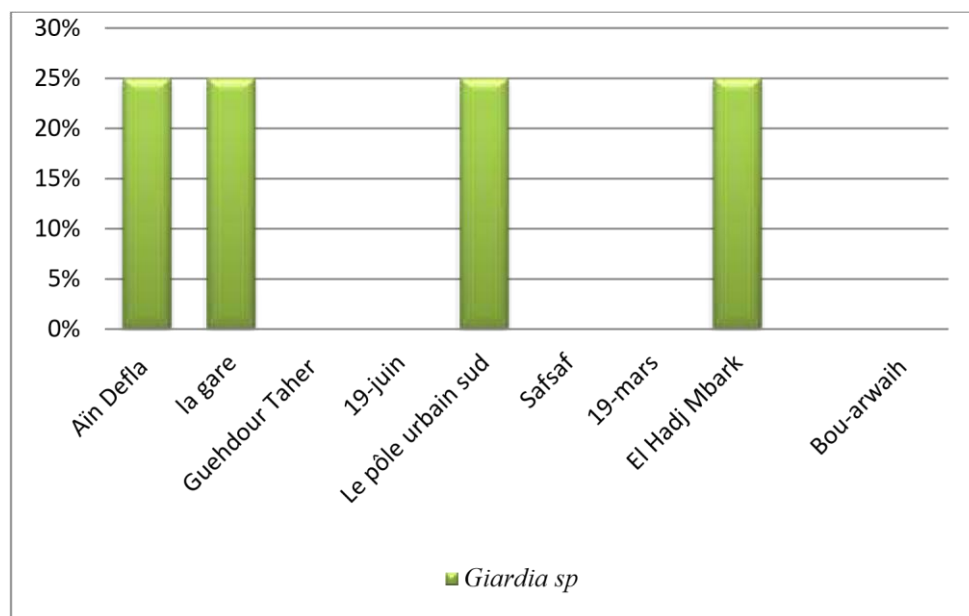


Figure.18.Répartition de *Giardia sp* dans les régions étudiées

Le graphique présente les taux d'infestation par *Giardia sp.*, dans les différentes localités. On constate une présence significative du parasite dans les cités Aïn Defla, La gare, Le pôle urbain sud et El Hadj Mbark, où la proportion atteint environ 25 %. À l'inverse, aucun isolement des kystes de cette espèce n'a été enregistré dans les zones 19 Juin 1965, 19 Mars, Safsaf, Bou-arwaih Sliman et Guehdour Taher.

II.3.5.7. Répartition des cas d'*Ankylostoma sp*

Les cas d'*Ankylostoma sp*, sont répartis sur les différentes cités de la ville de Guelma étudiées comme suit (Figure 19) .

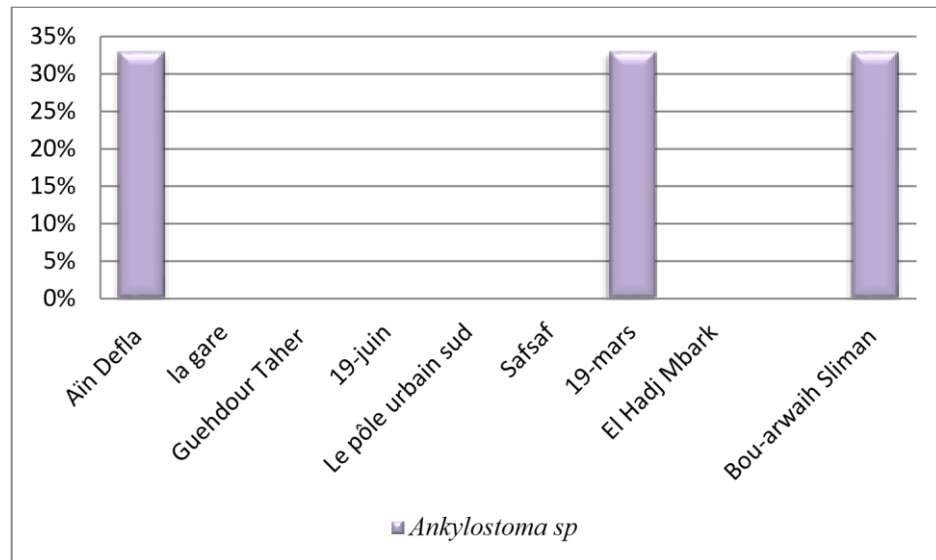


Figure. 19. Répartition d'*Ankylostoma sp*, dans les cités étudiées

L'étude révèle une présence localisée d'*Ankylostoma* dans trois localités : Cité Aïn Defla, 19-mars et Bou-arwaih Sliman, avec des prévalences égales.

II.3.5.8. Répartition des cas de *Cystoisospora felis*

La figure ci-dessous représente la répartition des isolats de *Cystoisospora felis* dans les sites d'étude.

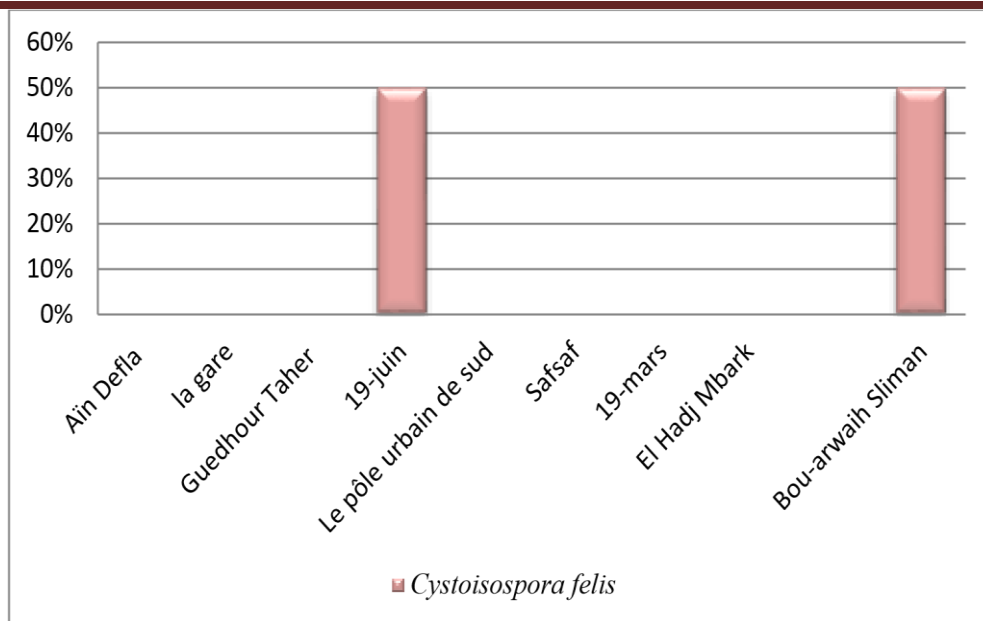


Figure.20. Répartition de *Cystoisospora felis* dans les régions étudiées

De la figure, les isolats de *Cystoisospora felis* sont présents uniquement dans deux localités : 19-juin 1965 et Bou-arwaih Sliman, avec 50 % chacune. Aucune trace du parasite n'a été détectée dans les autres régions étudiées dans la ville de Guelma.

II.3.5.9. Répartition des cas de *Cryptosporidium* sp

Sur la figure ci-après, les résultats relatifs à la répartition des cas de *Cryptosporidium* sp. Selon le site d'isolement sont mentionnés.

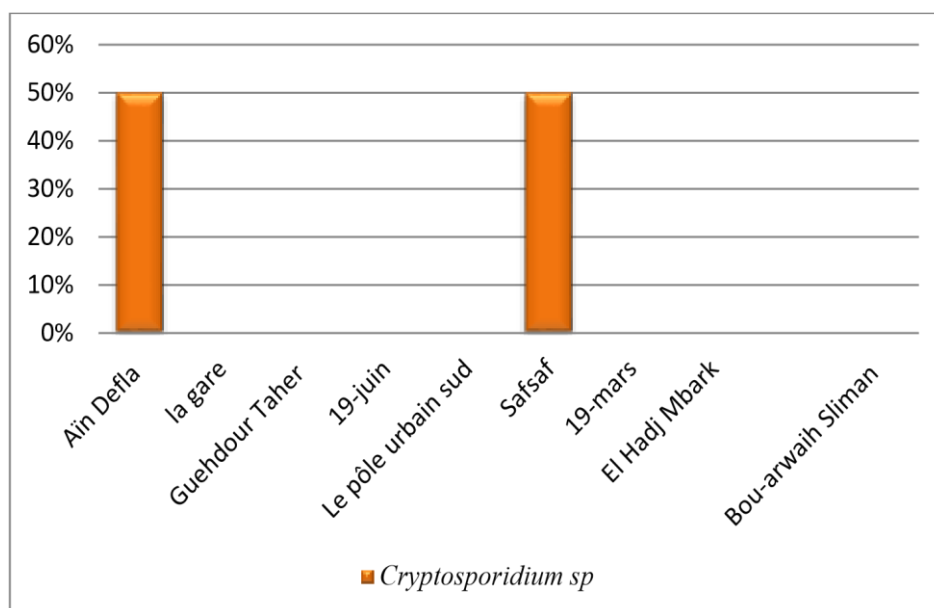


Figure.21. Répartition de *Cryptosporidium* sp dans les régions étudiées

Résultats

L'observation de la répartition des cas de *Cryptosporidium sp.* dans différentes localités indique que ce parasite n'est isolé que dans deux zones seulement, "Cité Aïn Defla" et "Safsaf", tandis que les autres zones ne montrent aucun cas détecté.

II.3.5.10. Répartition des cas de *Toxascaris leonina* :

Le résultat de la répartition des cas de *Toxascaris leonina* dans les sites échantillonnés sont mentionnés sur la figure ci-dessous.

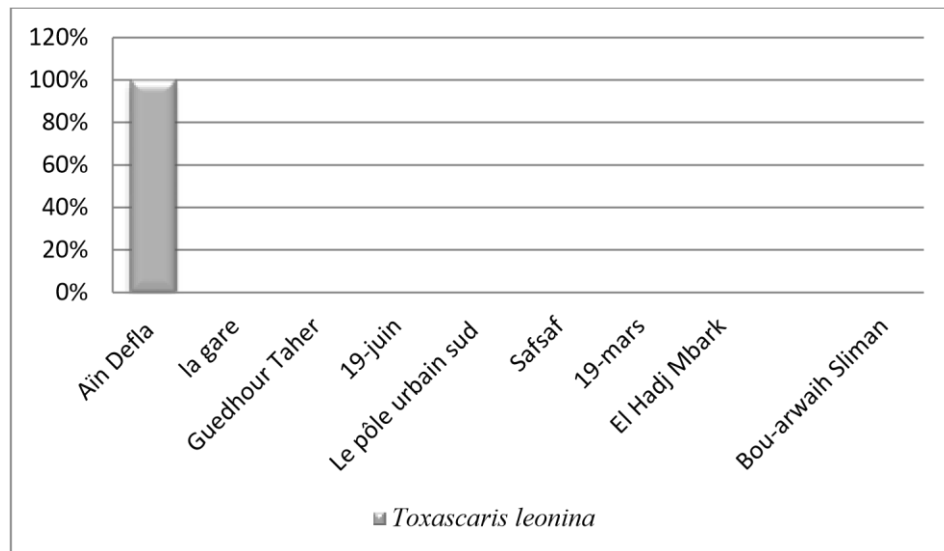


Figure.22. Répartition de *Toxascaris leonina* dans les régions étudiées

La figure montre une localisation exclusive *Toxascaris leonina* dans la localité de Cité Aïn Defla, tandis qu'ils sont totalement absents de toutes les autres régions analysées (La gare, Guedhour Taher, 19-juin 1965, Le pôle urbain sud, Safsaf, 19-mars, El Hadj Mbark et Bouarwaih Sliman)

Discussion

Discussion

La présente étude est une enquête épidémiologique qui porte sur la qualité parasitologique des aires de jeux des enfants dans le milieu urbain. L'objectif de ce travail est d'estimer le risque issu de la contamination fécale d'origine animale de ces espaces de détente, à travers une série d'observations réalisées dans différentes localités de la ville de Guelma.

L'inventaire des espèces parasitaires contaminant ces aires, va aider à estimer le risque à la santé public et à installer des plans de lutte adaptés.

Les résultats obtenus après examen parasitologique des échantillons du sol et des matières fécales des chats toutes confondues, indiquent un taux d'infestation élevé, avec 92 % des prélèvements ont été révélés porteurs d'au moins une espèce parasitaire. En Algérie, les données concernant le risque de contamination parasitaire du milieu urbain demeurent rares. Comparativement, ce taux est nettement supérieur à celui rapporté par Chabi en 2023[78], où une prévalence de parasitisme de 43,33% (toutes espèces confondues) a été enregistrée sur des fèces des chats errants collectés à partir du sol dans la wilaya de Djelfa [79]. Des études menées dans plusieurs pays du monde, ont rapportés des taux variables. Ont déclaré que 48,6 % des échantillons des sols des aires de jeux en Tunisie sont contaminés [80], 91 % en Égypte [81], en Espagne 40,3% [82] et 64,2% Brésil [83]. En Tchéquie (Prague) 45 % des échantillons dans les arrière-cours habitées par des chats errants ont été infestés [84]. Cette variabilité des prévalences est liée au fait que les techniques d'extractions utilisées sont différentes d'une équipe à l'autre et toute comparaison s'avère donc hasardeuse [85].

L'étude en cours a révélé que la contamination parasitaire est surtout localisée dans les cités les plus peuplées de la ville de Guelma, à savoir la cité Aïn Defla qui regroupe-t-elle seule 17,39% des résultats positifs à la coproscopie. 13,04 % des cas sont signalés à La Gare, le pôle urbain sud, El Hadj Mbark et Bou-arwaih Sliman de même. Ceci peut s'expliquer par un niveau de propreté très bas et par le manque de toute opération d'entretien des aires de jeux dans ces cités. Des taux plus modérés sont observés dans d'autres régions à densité populaire plus faible tel que le lotissement 19 Juin 1965, 19 Mars, Safsaf et Guehdour Taher (4,35 à 8,70 % des cas).

L'identification des espèces de parasites détectées lors de l'analyse coprologique des MF et du sol a permis de détecter dix espèces parasitaires incluant : *Giardia sp*, *Cryptosporidium sp*,

Toxoplasme gondii, *Cystoisospora rivolta*, *Toxocara cati*, *Dipylidium caninum*, *Taenia sp*, *Ankylostoma sp*, *Toxascaris leonina*, *Cystoisospora felis*. En Égypte on a découvert dix parasites qui sont presque les mêmes observées au cours de notre étude, mais une différence notable

Discussion

réside dans la présence de deux parasites distincts : les Capillaires et les Sarcocystes (*Sarcocystis spp.*)[81]. En Argentine ont observé *Toxocara cati*, *Trichuris sp*, *Toxascaris leonina*, *Ankylostoma sp*, *Aelurostrongylus abstrusus*, et *Cystoisospora sp* ; deux espèces de cette liste n'ont pas été retrouvées dans nos résultats : *Trichuris sp*, et le parasite pulmonaire *Aelurostrongylus abstrusus*. Ce sont les conditions climatiques, la distribution géographique et la saison de la réalisation de l'étude qui peuvent être des facteurs déterminants [86] .

Nous avons enregistré que la prévalence la plus élevée est celle de *Taenia sp.* (36 %). Cette prévalence est assez importante en comparaison avec des travaux antérieurs ciblant la contamination parasitologique du sol (9 %) en Iran [87], En Pologne (8,8 %) [88], et en Italie (0,7 %) [89].

Dans la présente étude, *Toxoplasme gondi* est déclarée contaminant 36 % des aires de jeux (sable ou excréments de chats) de la ville de Guelma. Ce qui dépasse les prévalences obtenues au cours d'autres enquêtes ; en France (12,9 %) [90], en Égypte (9 %) [81], et au Pakistan (3,5 %) [91]. Le chat peut transmettre *Toxoplasma gondii* à l'homme via ses excréments, en libérant des oocystes dans l'environnement. L'infection humaine peut survenir par contact avec la litière du chat, le sol ou des aliments contaminés. Ce risque concerne particulièrement les femmes enceintes non immunisées et les personnes immunodéprimées [92]

Les œufs de *Toxocara* représentent un utile marqueur du degré de pollution du sable des aires de jeux [93]. Une prévalence de *Toxocara cati* aussi importante (32 %) a été notée au cours de la présente étude, ce qui indique une éventuelle contamination fécale des sols au niveau des aires de jeux échantillonnées. Cette espèce des ascarides du chat est la plus répandue autour du monde [41]. Elle est retrouvée avec des prévalences proches sur les échantillons du sable dans différentes régions ; 35,7 % est déclarée en Argentine [86], 33,1 % en Italie [89].

La prévalence de *Toxocara cati* peut être encore plus faible 15,2 % en Turquie [94], ou fortement supérieur 85,5 % au Portugal [95]. Ce parasite peut infecter l'homme par ingestion d'œufs présents dans un sol contaminé. Les larves migrent dans les tissus, provoquant des syndromes tels que la larva migrans viscérale ou oculaire [96].

Pour *Cystoisospora (Isospora) rivolta*, nous avons constaté une prévalence de (32 %), ce qui est nettement supérieure à celle rapportée au Japon (2,2 %)[97] .

Dipylidium caninum a été détecté avec une prévalence de (24 %). En comparaison avec d'autres études antérieures, cette prévalence reste assez importante que celle rapportée en Espagne

Discussion

(2,6 %)[98], en Pologne (4,4 %) [88], et même au Pakistan (9 %) [99]. Ce parasite est zoonotique, peut contaminer l'homme, principalement les enfants, par ingestion accidentelle de puces hôtes intermédiaires infectées.

Le protozoaire *Giardia sp.*, a été détecté avec une prévalence de 16 % des aires de jeux public échantillonnée au cours de notre étude. Une variable des résultats est enregistrée dans la bibliographie. En Espagne ont observé le parasite sur 4,5 % des prélèvements [82], en Égypte a trouvé une prévalence de 2 % [81], ont rapporté une prévalence plus élevée de (20,7 %) en Corée du Sud[100]. *Giardia* peut infecter l'homme par voie oro-fécale ou via de l'eau contaminée, causant une giardiase, cliniquement sérieuse surtout chez les enfants ou les personnes immunodéprimées.

La présence d'*Ankylostoma sp.*, a été enregistrée à hauteur de 12 % dans notre étude. Ce taux est inférieur à celui trouvé sur l'île de Saint-Kitts (88 %) [101], et à celui signalé en Indonésie (22,6 %)[102]. Les ankylostomes peuvent infecter l'homme par pénétration transcutanée des larves, provoquant une larva migrans cutanée, caractérisée par des démangeaisons et des lésions visibles. Le risque est accentué dans les zones chaudes et humides. Les œufs du parasites ne sont pas directement infestante après élimination dans les fèces, un séjour dans le sol est primordial pour le développement de la larve infestante.

Cryptosporidium sp., a été détecté avec une prévalence de 8 % sur les aires de jeux de Guelma. Ce chiffre est comparable à celui trouvé en Iran (9 %) [103], Mais supérieur à celui signalé en Canada (1,3 %) [104]. La transmission humaine se fait principalement par ingestion d'eau ou d'aliments contaminés par les oocystes du parasite. L'infection entraîne une cryptosporidiose avec diarrhées, douleurs abdominales et parfois de la fièvre avec risque major chez les immunodéprimés.

Un coccidien le plus commun des chats, *Cystoisospora(Isospora) felis* est retrouvé sur les prélèvements du sol et des excréments des chats enterrés avec une prévalence de 8 %, en Iran ont rapporté un taux plus élevé (23,7 %) [87] .

Enfin, *Toxascaris leonina* a été détectée à faible prévalence (4 %). Cette même espèce est isolée, En Argentine avec une prévalence de 8,8 % [86], tandis que au Brésil ont signalé un taux très faible de 0,4 % des échantillons [105].

Discussion

Des études menées dans diverses régions du monde mettent en évidence une grande diversité de parasites gastro-intestinaux du chat éliminés avec ses excréments, et qui se dispersent sur sol et contaminent l'environnement le plus proche de l'homme. Les espèces les plus fréquemment identifiées comprennent des helminthes (*Tænia sp*, *Toxascaris leonina* et *Toxocara cati*, *Ankylostoma sp*, *Dipylidium caninum*, *Strongyloïdes sp*) et des protozoaires (*Toxoplasma gondii*, *Giardia sp*, *Cryptosporidium sp*, *Cystoisospora rivolta*, *Cystoisospora felis*). La variation dans la distribution de ces parasites ainsi que dans leurs taux de prévalence semble influencée par plusieurs facteurs, notamment les conditions environnementales, la zone géographique, la saison de prélèvement et la méthode de diagnostique employée [106].

Conclusion

Conclusion

L'étude réalisée dans certaines localités de la région de Guelma, sur une période de deux mois (mars jusqu'à mai 2025), même limitée dans le temps et dans l'espace, apporte, des éléments objectifs permettant d'apprécier un éventuel risque pathogène présenté par les bacs à sable fréquentés par les enfants de la ville de Guelma.

Une prévalence préoccupante des parasites est enregistrée dans les échantillons de sable. Les analyses ont révélé la présence de plusieurs espèces parasitaires, notamment des protozoaires tels que *Cystoisospora spp.*, *Cryptosporidium spp.*, *Giardia* et *Toxoplasma gondii*, ainsi que des helminthes comme *Toxocara cati*, *Toxascaris leonina*, *Ankylostoma sp.*, *Dipylidium caninum* et *Taenia sp.* Certaines de ces espèces, en particulier *Toxocara cati*, *Ancylostoma sp.*, et *Toxoplasme gondii*, sont bien connues pour leur capacité à infecter l'être humain, représentant ainsi un risque réel pour la santé publique.

La fréquence élevée de ces parasites, dont plusieurs sont reconnus pour leur potentiel zoonotique, souligne l'urgence de renforcer les mesures de prévention. Il est crucial de limiter l'exposition des enfants à des zones potentiellement contaminées, telles que le sable souillé, mais surtout de sensibiliser les parents concernant le nettoyage soigneux après le jeu, des mains de leurs enfants ainsi que des objets et des jouets ayant contacté le sable.

À cela s'ajoute l'importance d'une hygiène rigoureuse au niveau des espaces de détente public, incluant le renouvellement régulier du sable et l'installation des clôtures tout autour de ces aires pour limiter l'accès des animaux errants (chiens et chats).

Enfin, la sensibilisation des propriétaires aux risques parasitaires et aux bonnes pratiques de prévention représente un levier essentiel pour la protection de la santé humaine et animale. En combinant ces approche sil est possible de limiter efficacement la transmission des parasites intestinaux du chat à l'homme et de mieux préserver la santé publique.

Références Bibliographiques

Référence bibliographie

- [1] Premaalatha B., Chandrawathani P., Tan P. S., Tharshini J., Jamnah O., Ramlan M. & Nor Ikmal S. 2016. *Taenia taeniaeformis* in wild rats. Malaysian Journal of Veterinary Research, 7(1): 21–23.
- [2] Combes C. 2001. *Parasitism: the ecology and evolution of intimate interactions*. University of Chicago Press Ltd.
- [3] Guo X. 2020. Proteomics Analysis of *Hydatigera taeniaeformis* Metacestode Stage. Frontiers in Veterinary Science, 7, 474 p.
- [4] Perrine H. & Claire H. 2017. *Étude de la prévalence des parasites gastro-intestinaux, pulmonaires et de Toxoplasma gondii chez le chat en région toulousaine*. École Nationale Vétérinaire de Toulouse – ENVT, 132 p.
- [5] Ballweber L. R. 2001. *Veterinary parasitology: the practical veterinarian*. 324 p.
- [6] Villeneuve A. 2003. *Les zoonoses parasitaires. L'infection chez les animaux et chez l'homme*. Québec : Les Presses de l'Université de Montréal, 499 p.
- [7] Guay B. 2005. *Prévalence de Toxocara spp., Ancylostoma spp. et autres parasites fécaux chez les chiens et les chats présents dans les établissements vétérinaires québécois*. Université de Montréal, 125 p.
- [8] Euzéby J. 1966. *Les maladies vermineuses des animaux et leur incidence sur la pathologie humaine*. Tome II : Cestodoses. Paris : Vigot Frères, 665 p.
- [9] Beugnet F., Bourdoiseau G. & Dang H. 2004. *Abrégé de parasitologie clinique des carnivores domestiques*. Volume 1 : Parasitoses digestives. Clichy : Kallianxis, 266 p.
- [10] Klotz F., Nicolas X., Debonne J. M., Garcia J. F. & Andreu J. M. 2000. Kystes hydatiques de foie. Encyclopédie Médico-Chirurgicale, 16 p.
- [11] Triki-Yamani R. 2005. *Parasitoses des animaux domestiques*. Alger : Office des Publications Universitaires, 251 p.
- [12] Thompson R. C. 2017. Biology and Systematics of *Echinococcus*. Advances in Parasitology.
- [13] Eckert J., Deplazes P., Craig P. S., Gemmell M. A., Gottstein B., Heath D., Jenkins D. J., Kamiya M. & Lightowers M. 2001. Echinococcosis in animals: clinical aspects, diagnosis and treatment. In: Eckert J., Gemmell M. A., Meslin F.-X. & Pawłowski Z. S. (eds). *WHO/OIE manual on Echinococcosis in humans and animals*. Paris: World Organisation for Animal Health, pp. 72–94.

Référence bibliographie

- [14] Federer K., Armua-Fernandez M. T., Hoby S., Wenker C. & Deplazes P. 2015. In vivo viability of *Echinococcus multilocularis* eggs in a rodent model after different thermotreatments. *Experimental Parasitology*, 154: 14–19.
- [15] Umhang G., Raton V., Comte S., Hormaz V., Boucher J.-M., Combes B. & Boué F. 2012. *Echinococcus multilocularis* in dogs from two French endemic areas: No evidence of infection but hazardous deworming practices. *Veterinary Parasitology*, 188 : 301–305.
- [16] Bourée P. 2001. Hydatidosis: Dynamics of Transmission. *World Journal of Surgery*, 25(1): 4–9.
- [17] Eleni C., Scaramozzino P., Busi M., Ingrosso S., D’Amelio S. & De Liberato C. Proliferative peritoneal and pleural cestodiasis in a cat caused by metacestodes of *Mesocostoides* sp. Anatomohistopathological findings and genetic identification. p. 73.
- [18] Le Berre E. 2023. *La vermifugation du chien et du chat : habitudes et connaissances des propriétaires en termes d’enjeux zoonotiques*. Médecine vétérinaire et santé animale.
- [19] Villeneuve A. 2013. *Les parasites du chien*. Décembre 2013.
- [20] Garcia-Agudo L., Garcia-Martos P. & Rodriguez-Iglesias M. 2014. *Dipylidium caninum* infection in an infant: a rare case report and literature review. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*: 5565–5567.
- [21] Gopinath D., Meyer L., Smith J. & Armstrong R. 2018. Tropical or oral fluralaner efficacy against flea (*Ctenocephalides felis*) transmission of *Dipylidium caninum* infection to dogs. *Parasites & Vectors*, 11(1) : 1–5.
- [22] Merial. 2014. Infestation par *Dipylidium caninum*, le téniasis félin à *Dipylidium*. Consulté en février 2020, sur : <http://eleveursfelins.merial.com>
- [23] Gibier A. 2007. *Enquête épidémiologique sur les parasites du tube digestif des chats de la région toulousaine*. Médecine vétérinaire et santé animale. (Dumas-04559164)
- [24] Wani Z. A., Allaie I. M., Shah B. M., Raies A., Athar H. & Junaid S. 2015. *Dipylidium caninum* infection in dogs infested with fleas. *Journal of Parasitic Diseases*, 39(1): 73–75.
- [25] Bowman D. D., Hendrix C. M., Lindsay D. S. & Barr S. C. 2008. *Feline clinical parasitology*. John Wiley & Sons, 475 p.
- [26] Yamaguti S. 1959. *The cestodes of vertebrates*. In : *Systema Helminthum*. New York : Interscience Publishers, pp. 414–415.

Référence bibliographie

- [27] Agrawal R. D. & Pande B. P. 1979. *Cysticercoid of Joyeuxiella pasqualei in the wall lizard and its experimental development in kitten*. Indian Journal of Helminthology, 31 : 75–80.
- [28] Villeneuve A. 2013. *Fiches parasitaires – Chat*. Décembre 2013.
- [29] Fiche d'information - *Diphyllbothrium* spp. https://cdn-contenu.quebec.ca/cdncontenu/faune/documents/maladies/FI_Diphyllbothrium_MELCCFP.pdf
- [30] Anses. 2017. *Fiche de description de danger biologique transmissible par les aliments*. [31] Postigo I., Martinez J. & Guisantes J. A. 2006. *Uncinaria stenocephala: Assessment of antigens for the immunodiagnosis of canine uncinariosis*.
- [32] Epe C. 2009. *Intestinal Nematodes: Biology and Control*. Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice, 39: 1091–1107.
- [33] Judit M. et al. 2019. *Strongyloides spp. in cats: a review of the literature and the first report of zoonotic Strongyloides stercoralis in colonic epithelial nodular hyperplasia in cats*.
- [34] Guy A. 1984. *Ollulanus tricuspis in domestic cats – prevalence and methods of postmortem diagnosis*.
- [35] Euzéby J. 2008. *Grand dictionnaire illustré de parasitologie médicale et vétérinaire*. Tec & Doc Lavoisier.
- [36] Gecchi R. et al. 2006. *Demonstration of Ollulanus tricuspis in the stomach of domestic cats by biopsy*. Department of Clinical Veterinary Science, School of Clinical Veterinary Science, University of Bristol, Langford House, Bristol, BS40 5DU, UK
- [37] Villeneuve A. & Damour F. 2010. *Reconnaitre les parasites à la coproscopie*.
- [38] Bowman D. D., Hendrix C. M., Lindsay D. S. & Barr S. C. 2002. *Feline clinical parasitology*. Blackwell Science Company, Iowa State University.
- [39] Bowman D. D., Barr S. C., Hendrix C. M. & Lindsay D. S. 2003. *Gastro-intestinal Parasites of Cats*. In : Bowman D. D. (ed.), *Companion and Exotic Animal Parasitology*.
- [40] Beugnet F. & Halos L. 2015. *Parasitoses & vector borne diseases of cats*.
- [41] Zajac A. M. & Conboy G. A. 2006. *Veterinary Clinical Parasitology* (8^e éd.). Blackwell Publishing; Wiley-Blackwell, USA, 368p.
- [42] Villeneuve A. 2014. *Les parasites du chien*. Laboratoire de parasitologie, Faculté de médecine vétérinaire, Saint-Hyacinthe.

Référence bibliographie

- [43] Sarinas P. S. & Chitkara R. K. 1997. Ascariasis and hookworm. *Seminars in Respiratory Infections*, vol. 12, n° 2. [Consulté le 19 janvier 2023].
- [44] Saravanan M., Sarma K., Mondal D. B., Ranjith Kumar M. & Vijayakumar H. 2016. Concomitant infestation of *Toxocara cati* and *Ancylostoma tubaeforme* in a mongrel cat. *Journal of Parasitic Diseases*, 40 : 205–207.
- [45] Hongyu L. et al. 2021. The complete mitogenome of *Toxascaris leonina* from the Siberian tiger (*Panthera tigris altaica*). *Mitochondrial DNA Part B*, 6(4) : 1416–1418. DOI : 10.1080/23802359.2021.1911713.
- [46] Virta M., Huitu O., Heikkinen J., Holmala K. & Jokelainen P. 2022. High *Toxocara cati* prevalence in wild, free-ranging Eurasian lynx (*Lynx lynx*) in Finland, 1999–2015. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 17 : 205–210.
- [47] Nussa O. R. P. A., Kurnianto A. & Hermawan I. P. 2021. Detection of *Toxocara cati* from fecal samples of domestic pet cats at Pet Clinic Surabaya and durability of *Toxocara cati* eggs with in vitro media. *Jurnal Sain Peternakan Indonesia*, 16(4) : 297–300.
- [48] Ursache A. L., Györke A., Mircean V., Dumitrache M. O., Codea A. R. & Cozma V. 2021. *Toxocara cati* and other parasitic enteropathogens: more commonly found in owned cats with gastrointestinal signs than in clinically healthy ones. *Pathogens*, 10(2) : 198.
- [49] Poulle M.-L. 2017. *Contamination des terrains potagers par Echinococcus multilocularis, Toxoplasma gondii et Toxocara spp., parasites responsables de zoonoses transmises par l'alimentation*. Université de Reims Champagne-Ardenne, 206 p.
- [50] Fiche Thématique. *Les parasites internes chez le chat*. Disponible à l'adresse : http://cliniques.vetoonline.com/fichiers/fichesThematiques/FICHE_VERS_CHAT_S_124_fr.pdf
- [51] Hauck D., Raue K., Blazejak K., Hanna R. M., Elsemore D. A., Pantchev N. & Strube C. 2023. Evaluation of a commercial coproantigen immunoassay for the detection of *Toxocara cati* and *Ancylostoma tubaeforme* in cats and *Uncinaria stenocephala* in dogs. *Parasitology Research*, 122(1), 185–194.
- [52] Naderbandi M., Zibaie M., Haniloo A., Foroozeh F., Hatami Z., Shokri E. & Taira K. 2022. Larva migrans in BALB/c mice experimentally infected with *Toxocara cati* ensured by PCR assay. *BMC Veterinary Research*, 18(1), 1–8.
- [53] Cassier P. & al. 1998. *Les parasitisme (un équilibre dynamique)*. Paris, ISBN 2.25-829209.
- [54] Jin Y. C., Li X. Y., Liu J. H., Zhu X. Q. & Liu G. H. 2019. Comparative analysis of mitochondrial DNA datasets indicates that *Toxascaris leonina* represents a species complex. *Parasites and Vectors*, 12, 1–6.

Référence bibliographie

- [55] Ziegler M. A. & Macpherson C. N. 2019. *Toxocara and its species*. CABI Reviews, 1–27.
- [56] Xue L. M., Chai J. B., Guo Y. N., Zhang L. P. & Li L. 2014. Further studies on *Toxascaris leonina* (Linstow, 1902) from *Felis lynx* and *Panthera leo*. *Acta Parasitologica*, 60(1), 146–153.
- [57] Santín M. 2013. Clinical and subclinical infections with *Cryptosporidium* in animals. *New Zealand Veterinary Journal*, 61(1), 1–10. DOI:10.1080/00480169.2012.731681.
- [58] Šlapeta J. 2013. *Cryptosporidiosis and Cryptosporidium species in animals and humans: A thirty colour rainbow?* *International Journal for Parasitology*, 43(12), 957–970.
- [59] Faradj A. A. 2019. Traditional and molecular study of *Cryptosporidium* spp. in domestic dogs in Baghdad city, Iraq. *Iraqi Journal of Agricultural Sciences*, 50(4).
- [60] Abel S. 2020. *Influence de la gestion sanitaire en élevage sur la présence des parasites digestifs chez le chat*. Thèse de doctorat, Université Paul-Sabatier de Toulouse, 121p.
- [61] Ballweber L. R., Panuska C., Huston C. L., Vasilopoulos R., Pharr G. T. & Mackin A. 2009. Prevalence of and risk factors associated with shedding of *Cryptosporidium felis* in domestic cats of Mississippi and Alabama. *Veterinary Parasitology*, 160(3), 306–310.
- [62] Chen J., Wang W., Lin Y., Sun L., Li N., Guo Y., Kváč M., Ryan U., Feng Y. & Xiao L. 2021. Genetic characterizations of *Cryptosporidium* spp. from pet rodents indicate high zoonotic potential of pathogens from chinchillas. *One Health*, 13, 100269.
- [63] De Oliveira R. 2018. *La gestion du parasitisme digestif en élevage canin*. Thèse de doctorat vétérinaire, ENVA, 105p.
- [64] Herzog S. 2002. *Étude épidémiologique de la giardiose en élevage canin - essai de traitement au FENBENDAZOLE*. Thèse, ENVA, 104p.
- [65] ESCCAP. 2017. *Guide de recommandations ESCCAP no. 6 – Protozoaires intestinaux du chien et du chat (version Suisse)*.
- [66] Esch K. J. & Petersen C. A. 2013. Transmission and epidemiology of zoonotic protozoa diseases of companion animals. *Clinical Microbiology Reviews*, 26(1), 58–85.
- [67] Bouroiseau G. 1993. Les protocoles digestifs. *Pratique Médicale Chirurgicale Animale Compagne*, 28, 295–303.

Référence bibliographie

- [68] European Scientific Counsel Companion Animal Parasites. 2013. *Traitement et prévention des parasitoses des carnivores domestiques : Protozoaires parasites digestifs du chien et du chat*. <https://www.esccap.fr/toxoplasma-gondii-toxoplasmose.html> [Consulté le 21 avril 2017].
- [69] Lebis C. & Guillot J. 2015. *Toxoplasmose et santé publique*. L'Essentiel, 16–17.
- [70] Kubiski S. V., Witte C., Burchell J. A., Conradson D., Zmuda A., Barbon A. R. & Rideout B. A. 2022. Mitochondrial gene diversity and host specificity of *Isospora* in passerine birds. *Frontiers in Veterinary Science*, 9.
- [71] Wilkinson G. T. 1977. Coccidial infection in a cat colony. *Veterinary Record*, 100, 156– 157.
- [72] Yoder J. & Beach M. J. 2010. *Cryptosporidium* surveillance and risk factors in the United States. *Experimental Parasitology*, 124(1), 31–39.
- [73] Gondim L. F., Soares R. M., Osaki S. C., Snak A., Grillo L. R., Fernandes N. L. & al. 2018. *Hammondia* sp. oocysts shed by a Brazilian fox (*Lycalopex vetulus*) differ from *Hammondia heydorni* and *Hammondia triffittae*. *Parasitology Research*, 117(7), 2299–2304.
- [74] Brianti E., Gaglio G., Giannetto S., Annoscia G., Latrofa M. S., Dantas-Torres F., Traversa D. & Otranto D. 2012. *Troglostrongylus brevior* and *Troglostrongylus subcrenatus* (Strongylida: Crenosomatidae) as agents of broncho-pulmonary infestation in domestic cats. *Parasites & Vectors*, 5, 178.
- [75] Tradkhoudja O. 2020. *Renouvellement urbain du centre-ville de Guelma : Cas de la Cité Bon Accueil, Cité des Allemands, Cité des Champs de Manœuvre, et Cité Seddiki*. Mémoire de Master 2, Architecture urbaine, Université de Guelma, p. 5.
- [76] Zajac A. M., Conboy G. A., Little S. E. & Reichard M. V. 2021. *Veterinary Clinical Parasitology*. John Wiley & Sons, 1348 p.
- [77] Charton S. 2023. Prévalence des helminthes digestifs et respiratoires chez les carnivores domestiques : résultats d'une enquête coproscopique en région nantaise. *Sciences du Vivant [qbio]*. HAL Id: dumas-04356315.
- [78] Chabi, L., & Chabi, M. (2023). Épidémiologie des parasites intestinaux dans la région de Tizi-Ouzou (Mémoire de Master, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou). Département de Biologie, Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques. Disponible sur : <https://dspace.ummtto.dz/handle/ummtto/24385>.
- [79] Benharkat, L. (2024). Contribution à l'étude des parasites gastro-intestinaux et ectoparasites infestant le chat (*Felis catus* L., 1758) dans la région de Djelfa.

Référence bibliographie

- Mémoire de fin d'études, Université Ziane Achour de Djelfa, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Département de Biologie. 85 p.
- [80] Ben Ayed, L., Gharbi, M., Mhadhbi, M., & Darghouth, M. A. (2019). Gastrointestinal parasites of cats in Tunisia: High prevalence and limited zoonotic risk. *Journal of Infection and Public Health*, 12(6), 882–885. <https://doi.org/10.1016/j.jiph.2019.06.001>.
- [81] Khalafalla, R. E. (2011). A Survey Study on Gastrointestinal Parasites of Stray Cats in Northern Region of Nile Delta, Egypt. *PLoS ONE*, 6(7), e20283. <https://doi.org/10.1371/journal.pone>.
- [82] Dado, D., et al. (2012). Detection of Zoonotic Intestinal Parasites in Public Parks of Spain. *Zoonoses Public Health*, 59, 23–28.
- [83] Coelho, W. M. D., et al. (2011). Occurrence of Ancylostoma in dogs, cats and public places from Andradina city, São Paulo state, Brazil. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, 53, 181–184. [84] Dubná, S., et al. (2007). Contamination of soil with Toxocara eggs in urban (Prague) and rural areas in the Czech Republic. *Veterinary Parasitology*, 144(1–2), 81–86.
- [85] Chabasse, D., Bouchara, J. P., & Rive, M. (1983). Étude parasitologique, bactériologique et mycologique des bacs à sable des aires de jeux de l'agglomération angevine. *Médecine et Maladies Infectieuses*, 13(5), 287–291.
- [86] Sommerfelt, I. E., et al. (2006). Prevalence of Toxocara cati and other parasites in cats' faeces collected from the open spaces of public institutions: Buenos Aires, Argentina. *Vet. Parasitol.*, 140, 296–301. [87] Borji, H., et al. (2011). A survey on endoparasites and ectoparasites of stray cats from Mashhad (Iran) and association with risk factors. *J. Parasit. Dis.*, 35, 202–206.
- [88] Szwabe, K., & Błaszowska, J. (2017). Stray dogs and cats as potential sources of soil contamination with zoonotic parasites. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine*, 24(1), 39–43. <https://doi.org/10.5604/12321966.1234003>.

Référence bibliographie

- [89] Spada, E., et al. (2013). Prevalence of faecal-borne parasites in colony stray cats in northern Italy. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 15(8), 672–677. <https://doi.org/10.1177/1098612X12473467>.
- [90] Torrey, E. F., & Yolken, R. H. (2013). Toxoplasma gondii and other risk factors for schizophrenia: an update. *Schizophrenia Bulletin*, 39(4), 740–743. <https://doi.org/10.1093/schbul/sbt052>.
- [91] Maqbool, A., et al. (2022). Prevalence and molecular detection of Toxoplasma gondii in soil samples from different areas of Lahore, Pakistan. *Pakistan Veterinary Journal*, 42(1), 45–49. <https://doi.org/10.29261/pakvetj/2022.008>.
- [92] Robert-Gangneux, F., & Dardé, M.-L. (2012). Epidemiology of and diagnostic strategies for toxoplasmosis. *Clinical Microbiology Reviews*, 25(2), 264–296. <https://doi.org/10.1128/CMR.05013-11>.
- [93] Bussi  ras, J., Brémond, P., & Perret, J. L. (1983). Contribution à l’étude de la contamination parasitaire des bacs à sable des jardins publics de la ville de Lyon : les œufs de Toxocara, marqueurs de pollution. *Recueil de Médecine Vétérinaire*, 159(10), 855–860.
- [94] Karatepe, B., et al. (2010). Prevalence of Toxoplasma gondii antibodies and intestinal parasites in stray cats from Nigde, Turkey. *Italian Journal of Animal Science*, 7. <https://doi.org/10.4081/ijas.2008.113>.
- [95] David, M. C., Costa, D., & Lima, A. (2017). Environmental contamination with Toxocara spp. eggs in public parks and playground sandpits in the Lisbon area, Portugal. *Veterinary Parasitology*, 243, 161–165. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.06.005>.
- [96] Despommier, D. (2003). Toxocariasis: Clinical aspects, epidemiology, medical ecology, and molecular aspects. *Clinical Microbiology Reviews*, 16(2), 265–272. <https://doi.org/10.1128/CMR.16.2.265-272.2003>.
- [97] Yamamoto, N., et al. (2009). Prevalence of intestinal canine and feline parasites in Saitama prefecture, Japan. *Kansenshogaku Zasshi*, 83, 223–228.
- [98] Mir  , G., et al. (2004). Prevalence of antibodies to Toxoplasma gondii and intestinal parasites in stray, farm and household cats in Spain. *Veterinary Parasitology*, 126(3), 249–255. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2004.08.015>.
- [99] Memon, A. H., et al. (2013). Prevalence of gastrointestinal parasites in Felis catus. *Veterinaria*, 1, 21–23.

Référence bibliographie

- [100] Lee, D.-K., et al. (2022). Prevalence of giardiasis of stray cats in the Daejeon city. *Korean.Journal.of.Veterinary.Service*, 45(4), 249–252.
<https://doi.org/10.7853/kjvs.2022.45.4.249>.
- [101] Krecek, R. C., et al. (2010). Parasites of stray cats (*Felis domesticus* L., 1758) on St. Kitts, West Indies. *Veterinary Parasitology*, 172(2–4), 147–149.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.04.033>.
- [102] Sawitri, D. H., et al. (2024). Prevalence and risk factors associated with zoonotic gastrointestinal helminths transmitted by cats in Jabodetabek, Indonesia. *Open Veterinary Journal*, 14(10), 2551–2563. <https://doi.org/10.5455/OVJ.2024.v14.i10.5>.
- [103] Mirzaghavami, M., et al. (2016). Detection of *Cryptosporidium* spp. in free ranging animals of Tehran, Iran. *J. Parasit. Dis.*, 40, 1528–1531.
- [104] Villeneuve, A., et al. (2015). Parasite prevalence in fecal samples from shelter dogs and cats across the Canadian provinces. *Parasit. Vectors*, 8.
- [105] Lorenzini, G., et al. (2007). Prevalence of intestinal parasites in dogs and cats under veterinary care in Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brazil. *Braz. J. Vet. Res. Anima*
- [106] Khamesipour, F., et al. (2019). Prevalence and molecular characterization of *Toxoplasma gondii* in stray cats in Mashhad, Iran. *BMC Veterinary Research*, 15, 438.
<https://doi.org/10.1186/s12917-019-2176-2>.

Référence bibliographie

Site web:

- (1): <https://www.cdc.gov/dpdx/strongyloidiasis/index.html> CDC - DPDx - Strongyloidiasis
- (2): <https://www.msmanuals.com/fr/professional/maladies-infectieuses/protozoairesintestinaux-et-microsporidies/cystoisosporose>
- (3): <https://www.dcwguelma.dz/fr/index.php/10-menu-principal/44-situationgeographique>
- (4): <https://gifex.com/fr/fichier/carte-de-guelma/>

Annexes



1. exemples des aires échantillonnées ; Jardin Sanawber (Cité 19 Juin 1965)



2. Chats errants qui fréquentent les aires échantillonnées



3. Prélèvement du sable et examen en recherche de matière fécale enterrée

الملخص

خلال الفترة الممتدة من مارس إلى ماي 2025، قمنا بإجراء دراسة وبائية حول التركيبة الطفيلية في أماكن لعب الأطفال في الوسط الحضري لمدينة قالمة. تهدف هذه الدراسة إلى جرد الأنواع الطفيلية التي تلوث هذه الأماكن ودراسة مدى انتشارها. تم أخذ عينات من 25 موقعًا موزعة على 9 أحياء مختلفة. من كل موقع، تم جمع عينات من الرمل وبراز القطط المدفون فيه .

تم الكشف عن الأشكال الطفيلية من خلال الفحص المجهرى المباشر أو باستخدام محلول Lugol ، تلاه تحديد أنواع الطفيليات بعد الإثراء بطريقة الطفو وفق تقنية Willis وطريقة McMaster. أظهرت النتائج وجود تلوث طفيلي في 92% من المواقع ، و80% من عينات براز القطط، و12% من عينات التربة. وقد شمل التلوث جميع الأحياء المدروسة، وكانت الأحياء الأكثر كثافة سكانية هي الأكثر تأثرًا، وهي: حي عين دفل، حي المحطة، القطب الحضري الجنوبي، حي الحاج مبارك، وحي بو الروائح سليمان. تم التعرف على عشرة أنواع من الطفيليات، تشمل خمس أنواع من الأولي (protozoaires) وخمس أنواع من الديدان (helminthes) ، وكانت أكثرها شيوعًا *Toxoplasma gondii* : و *Taenia sp.* بنسبة انتشار بلغت 36% لكل منهما، تليها *Cystoisospora* *Isospora) rivolta* و *Toxocara cati* بنسبة 32%، *Dipylidium caninum* بنسبة 24%، *Giardia* بنسبة 16%، *Ankylostoma sp.* بنسبة 12%، *Cryptosporidium sp.* بنسبة 16%، *Cystoisospora* بنسبة 8%، و *Toxascaris leonina* بنسبة 4%.

إن وجود طفيليات ذات قدرة على الانتقال إلى الإنسان (طفيليات ذات إمكانية زoonotic مثل *Toxoplasma gondii*، *Dipylidium caninum*، *Toxocara cati* و *Giardia sp.*) في الوسط الحضري لمدينة قالمة يكشف عن درجة عالية من التلوث البرازي الناتج عن القطط الضالة. وتمثل هذه الوضعية خطرًا كبيرًا على الصحة العامة، ما يستدعي اتخاذ إجراءات وقائية وتوعوية ضرورية.

الكلمات المفتاحية:

احتمالية التلوث، قالمة، ساحات اللعب، القطط، الفحص البرازي ، *Toxoplasma gondii*

Summary:

During the period from March to May 2025, we conducted an epidemiological survey on the parasitological quality of children's playgrounds in the urban area of Guelma. The aim was to inventory the parasitic species contaminating these areas and to study their prevalence. In total, 25 sites were sampled across 9 different neighborhoods. From each site, samples of sand and buried cat feces were collected. The detection of parasitic forms was performed using direct or Lugol-stained microscopic examination, followed by parasite identification after enrichment using the Willis flotation method and McMaster technique. The results indicate parasitic contamination in 92% of the sites, 80% of the cat feces, and 12% of the soil samples. Infestation affected all the surveyed neighborhoods, particularly the most densely populated ones, such as Aïn Defla, La garre, the South Urban Pole, El Hadj Mbark, and Bou-arwaih Sliman. Ten parasitic species were identified, including five protozoan and five helminth species, with *Toxoplasma gondii* (36%) and *Taenia* sp. (36%) being the most frequent, followed by *Cystoisospora (Isospora) rivolta* (32%), *Toxocara cati* (32%), *Dipylidium caninum* (24%), *Giardia* sp. (16%), *Ankylostoma* sp. (12%), *Cryptosporidium* sp. (8%), *Cystoisospora (Isospora) felis* (8%), and *Toxascaris leonina* (4%). The development of parasites with zoonotic potential — namely *Toxoplasma gondii*, *Toxocara cati*, *Dipylidium caninum*, and *Giardia* sp. — in the urban environment of Guelma reveals a high level of fecal contamination by stray cats. This situation poses a major public health risk, and preventive and awareness-raising actions are essential.

Keywords:

contamination potential ,Guelma, Playground, Cat, Coproscopy, ,*Toxoplasma gondii*.

Résumé:

Durant la période de mars à mai 2025, nous avons mené une enquête épidémiologique qui porte sur la qualité parasitologique des aires de jeux des enfants dans le milieu urbain de la ville de

Guelma, elle vise à inventorier les espèces parasites contaminant ces aires et d'étudier leur prévalence. Au total, 25 sites sont échantillonnés, dans 9 cités différentes. De chaque site, des prélèvements du sable et des excréments des chats enterrés dedans sont récupérés. La mise en évidence des formes parasites est effectuée par examen microscopique direct ou au Lugol, puis une identification des parasites après enrichissement par flottation de Willis et sur McMaster. Les résultats indiquent la contamination parasitaire de 92% des sites, 80 %des excréments de chats et 12 % des échantillons du sol. L'infestation a touché toutes les cités étudiées, et ce sont particulièrement celles les plus densément peuplées qui sont les plus touchées, à savoir La cité Ain Defla, La Gare, le pôle urbain sud, El Hadj Mbark et Bou-arwaih Sliman. Dix espèces parasites sont identifiées incluant cinq espèces des protozoaires et cinq helminthes, dont *Toxoplasme gondii* (36%) et *Taenia sp.* (36%) sont les plus fréquents, suivis par *Cystoisospora (Isospora) rivolta*(32%), *Toxocara cati* (32%), *Dipylidium caninum*(24 %) *Giardia sp.*(16%), *Ankylostoma sp.*(12%), *Cryptosporidium sp*(8%), *Cystoisospora (Isospora) felis*(8%), *Cystoisospora (Isospora) felis*(8%) et *Toxascaris leonina*(4%). Le développement des parasites à potentiel zoonotique, à savoir *Toxoplasme gondii*, *Toxocara cati*, *Dipylidium caninum* et *Giardia sp.* Dans le milieu urbain de la ville de Guelma révèle une forte contamination fécale par des chats errants. Cette situation représente un risque major pour la santé publique, des actions de prévention et de sensibilisation sont indispensables.

Mots clés :

Potentiel de contamination, Guelma, Aire de jeux, Chat, Coproscopie, *Toxoplasma gondii*

