



037THV-2

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université SAAD DAHLEB de Blida
Faculté des Sciences Agro-vétérinaires et Biologiques
Département des Sciences Vétérinaires

MEMOIRE

De fin d'études
En vue de l'obtention du diplôme
De Docteur en sciences Vétérinaires

Thème

**Etude épidémiologique sur la
leishmaniose canine dans la région
centre**

Présenté par :

M^r TOUMI Hocine
M^r ITIM Nassim

Promoteur :

Dr. MOULOUA Abdelkamel

Membres du jury :

Mr ZIAM H.

Mr YAHIMI A.

Promotion 2005-2006

Dédicaces

Au terme de ce travail je tiens à remercier Dieu le tout puissant de m'avoir donné la force, la santé et la patience pour accomplir ce travail.

Je le dédie à mes très chers parents qui grâce à leurs sacrifices et conseils j'ai pu atteindre mes objectifs.

A mon unique sœur Kenza.

Au grand Ramses , mon frère.

A mes grands parents maternels et paternels.

A mon oncle Djamel sa femme et ses enfants.

A mes oncles mustapha, rachid, hamid, hacene, merzak, mohand said et m'hend.

A mes tantes Taous, nouara saliha, Nacera, Lila et Samia.

A ma tante Farida et sa fille Kahina.

A mes oncles Nacer, Mourad, Rachid et leurs familles ainsi qu'à Mohamed, Boussad et Rabah.

A mes Deux tantes Zakia, Sofia et leurs familles.

A tous mes cousins et cousines.

A na Fatma, sa Fille Aldjia et YAYA.

A mon promoteur monsieur mouloua abdelkamel , monsieur arezki et houria ainsi qu'à toute l'équipe du laboratoire de DBK.

A tous mes professeurs de l'université.

A mon ami houcine Toumi et sa famille.

A tous mes amis de la promotion.

A mes amis Riad.B, Mohand.K, Makhlouf.t, Lyes.A, Brahim.A et Amine.O.

A mes amis Mohamed, Sofiane, Mebrouk, Aghiles, Nadir, Idir, Krimou et Walid.

ITIM NASSIM

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à :

Tout d'abord à la mémoire de mon père qui n'a pas eu l'occasion d'assister à ce jour là, que dieu ait pitié de son âme.

A ma mère qui représente tous pour moi, sans elle je ne serais pas ce que je suis et je le remercie beaucoup pour son sacrifice et son aide.

A ma grand-mère à laquelle je souhaite une longue vie.

A mes frères Ali et Mohand said

A mes sœurs Farida, Djamilia, Samia, Djouher, Sabah et leurs familles.

Khlidja et son fiancé Ghani.A.

Mes belles sœurs Farida et Souàd.

Aux petits Mohand chérif et Sarah.

Ma cousine Ourida et sa famille surtout Anissa, keltoum et Hayette.

Notre promoteur monsieur Moulloua.A.K, monsieur Arezki et Houria et à toute l'équipe du laboratoire de DBK

Toute la famille Silahcen, la famille Mouhous et la famille Toumert.

A mon Binôme Nassim et toute la famille Itim.

Mes amis Lyes A, Mekhlouf T, Moh K, Mansour A....

Enfin a tous ceux que j'ai oublié de citer

H.Toumi

Liste des tableaux :

Tableau I :	Souches responsables de la leishmaniose cutanée dans le nouveau monde.....	04
Tableau II :	Fréquence des différentes localisations.....	23
Tableau III :	Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2003 dans les 4 wilayas du centre.....	53
Tableau IV :	Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2003 selon le sexe.....	54
Tableau V :	Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2003 selon la race.....	55
Tableau VI :	Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2003 selon l'âge.....	56
Tableau VI :	Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2004 dans les 4 wilayas du centre.....	57
Tableau III :	Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2004 selon le sexe.....	59
Tableau XIV :	Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2004 selon la race.....	60
Tableau X :	Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2004 selon l'âge.....	61
Tableau XI :	Répartition des résultats de l'IFI de l'année 2005 dans les 4 wilayas du centre.....	62
Tableau XII :	Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2005 selon le sexe.....	64
Tableau XIII :	Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2005 selon la race.....	66
Tableau XV :	Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2005 selon l'âge.....	67

Liste des figures :

Fig 1 : Forme promastigote des leishmanies.....	05
Fig 2 : Forme amastigote des leishmanies.....	06
Fig 3 : Cycle évolutif des leishmanies.....	08
Fig 4 : Schéma de classification des phlébotomes.....	09
Fig 5 : Phlébotome en plein repas sanguin.....	10
Fig 6 : Cycle évolutif des phlébotomes.	14
Fig 7 : Dépilation et cachexie chez un chien en phase terminale.....	21
Fig 8 : Lésion de la truffe.....	22
Fig 9 : Chancre d'inoculation.....	22
Fig 10 : Cycle évolutif de leishmania tropica.....	39
Fig 11 : Une hépatosplénomégalie due à une infection à leishmania infantum.....	40
Fig 12 : Aspect clinique d'un enfant atteint de leishmaniose viscérale.....	40
Fig 13 : Lésions cutanées due à leishmania major.....	41
Fig 14 : Lésions de la face due à leishmania major.....	41
Fig 15 : Cycle évolutif de leishmania donovani.....	42
Fig 16 : Espundia.....	43
Fig 17 : Cycle évolutif de leishmania braziliensis.....	44
Fig 18 : Préparation des dilutions.....	47
Fig 19 : Contact sérum-antigène.....	48
Fig 20 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'an 2003 dans les 4 wilayas du centre.....	53
Fig 21 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'an 2003 Selon le sexe.....	55
Fig 22 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'an 2003 Selon la race.....	56
Fig 23 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'an 2003 selon l'âge.....	57
Fig 24 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'an 2004 Dans les wilayas du centre.....	58

Fig 25 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'an 2004	
Selon le sexe.....	59
Fig 26 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'an 2004	
Selon la race.....	61
Fig 27 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'an 2004	
Selon l'âge.....	62
Fig 28 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'an 2005	
Dans les wilayas du centre.....	63
Fig 29 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'an 2005	
Selon le sexe.....	65
Fig 30 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'an 2005	
Selon la race.....	67
Fig 31 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'an 2005	
Selon l'âge.....	68
Fig 32 : Evolution de la leishmaniose canine dans la wilaya	
de Tizi Ouzou en fonction des années.....	69
Fig 33 : Evolution de la leishmaniose canine dans la wilaya	
de Bouira en fonction des années.....	69
Fig 34 : Evolution de la leishmaniose canine dans la wilaya	
de Bejaia en fonction des années.....	70
Fig 35 : Histogramme représentant l'évolution de la leishmaniose canine	
dans la région centre en fonction des années.....	71
Fig 36 : Répartition des résultats de la leishmaniose canine	
selon le sexe en fonction des années.....	71
Fig 37 : Secteurs représentant le taux réel de femelles séropositives	
par rapport au nombre de femelles prélevés.	72
Fig 38 : Répartition des résultats de la leishmaniose canine	
selon l'âge en fonction des années.....	73

Sommaire :

Introduction :	01
Chapitre I : Etude bibliographique :	03
I) Etiologie	03
I-1) Classification.....	03
I-2) Morphologie.....	05
I-3) Biologie.....	06
I-4) Cycle évolutif	07
II) Etude du vecteur	09
II-1) Généralités.....	09
II-2) Systématique.....	09
II-3) Morphologie.....	10
II-4) Biologie.....	13
II-5) Méthodes de piégeage	15
III) Etude du réservoir	17
III-1) Définition.....	17
III-2) Réservoir domestique.....	18
III-3) Réservoir selvatique.....	19
III-4) Réservoirs occasionnels	19
III-5) Lutte contre le réservoir	20
IV) Etude clinique	21
IV-1) Généralités	21
IV-2) Symptômes généraux.....	21
IV-3) Symptômes cutanés	22
IV-4) Symptômes viscéraux.....	23
IV-5) Lésions	25
IV-6) Diagnostic.....	26
IV-6-1) Diagnostic clinique	26
IV-6-2) Diagnostic expérimental.....	26
IV-6-2-1) Diagnostic para spécifique.....	26
IV-6-2-2) Diagnostic parasitologique.....	27
A/ Examen direct.....	27
B/ Diagnostic sérologique.....	30
IV-6-2-3) Signes biologiques	33
IV-7) Traitement.....	34
IV-7-1) Traitement spécifique	34
IV-7-2) Traitement adjuvant	36
IV-7-3) Traitement non spécifique.....	36
IV-8) Prophylaxie.....	37
IV-8-1) Mesures sanitaires.....	37
IV-8-1-1) Lutte contre le réservoir.....	37
IV-8-1-2) Lutte contre le vecteur	37
IV-8-2) Vaccination.....	38

V) Impacte de la leishmaniose sur la santé humaine.....	39
V-1) Leishmaniose viscérale.....	39
V-2) Leishmaniose cutanée.....	40
V-2-1) Forme sèche.....	41
V-2-2) Forme humide	41
V-3) Leishmaniose cutanéomuqueuse	43

Chapitre II : Partie expérimentale45

I) Matériels.....	45
I-1) Appareils	45
I-2) Produits et réactifs.....	45
I-3) Autres	45
II) Méthodes	46
II-1) Prélèvements.....	46
II-2) Techniques de diagnostic	46
II-2-1) Préparation de l'antigène.....	46
II-2-2) Préparation des dilutions.....	47
II-2-3) Contact sérum-antigène.....	48
II-2-4) Contact avec l'antigène fluorescent	48
II-2-5) Coloration au bleu d'Evans	49
II-3) Culture	49
II-3-1) Préparation du milieu N.N.N (Novy- Nicol- Neal).....	49
II-3-1-1) Sans du lapin	50
II-3-1-2) Mélange sang-gélose.....	50
II-3-1-3) Isolement des leishmanies chez le chien	50
II-3-1-4) Le repiquage.....	51
II-3-2) Autres milieux de cultures	51
II-3-2-1) Milieu C.C.S (Cœur- cerveau- sang)	51
II-3-2-2) Milieu Blanc d'œuf	52
III) Résultats	53
III-1) Résultats de l'année 2003	53
III-2) Résultats de l'année 2004.....	57
III-3) Résultats de l'année 2005.....	62
IV) Discussions	69
V) Conclusion	75

Annexe

Résumé

Les leishmanioses sont des maladies parasitaires dues à un protozoaire flagellé appartenant au genre *leishmania*, elles affectent plusieurs espèces de mammifères dont l'homme et sont transmises par la piqûre infectante d'un insecte vecteur appelé phlébotome qui est un diptère nématocère de la famille des psychodidae.

Certaines leishmanioses n'intéressent que l'homme (anthroponotiques), d'autres sont communes à l'homme et l'animal (zoonotiques).

Chez l'homme on distingue trois formes telles que :

- La leishmaniose viscérale due à *Leishmania infantum*, elle sévit principalement dans le nord du pays notamment en Kabylie avec un petit foyer à Biskra.
- La leishmaniose cutanée représentée par deux formes : La forme sèche appelée également « clou de Biskra », elle est due à *leishmania tropica*.

La forme humide : elle est due à *leishmania major*

- la leishmaniose cutanéomuqueuse appelée également Espundia, elle est particulière à l'Amérique du Sud et centrale causée par *leishmania braziliensis*.

Chez le chien les symptômes sont d'ordre général, viscéral et cutané.

Le diagnostic expérimental basé sur l'immunofluorescence indirecte reste le meilleur moyen de confirmation de la maladie chez le chien. Tout chien séropositif à 1/80 doit être euthanasié car aucun traitement actuel ne permet une guérison définitive.

La prophylaxie est basée sur la lutte contre les réservoirs des parasites, les vecteurs et l'abattage des chiens errants.

La partie expérimentale de notre travail consiste en une enquête épidémiologique rétrospective basée sur l'étude de la leishmaniose canine dans la région centre. Le travail s'est réalisé sur un effectif de 298 sérums de chiens parvenus de 4 wilayas (Tizi-ouzou, Bejaia, Bouira et m'sila). Les prélèvements sont analysés au laboratoire régional de D.B.K (Drâa ben khedda) en appliquant la technique de l'immunofluorescence indirecte

Introduction :

Les leishmanioses sont des maladies parasitaires dues à un protozoaire flagellé appartenant au genre leishmania, les leishmania affectent de très nombreuses espèces de mammifères dont l'homme et sont transmises dans la nature par la piqûre infectante d'un insecte vecteur appelé phlébotome.

Certaines leishmanioses n'intéressent que l'espèce humaine (anthroponotiques), d'autres sont communes à l'homme et à l'animal qui représente le réservoir du parasite (zoonotiques).

En outre, en fonction de l'espèce parasitaire, l'expression clinique va de la leishmaniose cutanée spontanément résolutive en quelques mois à la leishmaniose viscérale potentiellement fatale.

La leishmaniose canine connaît une évolution importante dans les pays du bassin méditerranéen.

En Algérie et plus particulièrement en Kabylie où la leishmaniose viscérale humaine a pris une allure endémique, la mise en place d'une unité de diagnostic de la leishmaniose canine nous a paru indispensable afin de pouvoir mener une étude sur la maladie chez le chien.

Contrairement à la leishmaniose viscérale humaine, l'épidémiologie de la leishmaniose canine est plus compliquée dans la mesure où plusieurs éléments épidémiologiques nécessitent des investigations dans le but de mieux comprendre le fonctionnement des foyers d'infection.

La leishmaniose canine est une maladie grave, tant pour ses retentissements sur l'organisme de l'animal que par ses conséquences sanitaires puisque elle constitue une zoonose majeure, la leishmaniose canine n'est pas seulement un problème vétérinaire, le rôle du chien en tant que réservoir de la leishmaniose viscérale humaine est prouvé depuis la découverte de la maladie sur le chien en Tunisie en 1908 par CHARLES NICOLE

Les traitements actuels sont encore imparfaits, longs et coûteux ; ils n'aboutissent pas à la disparition des parasites chez les animaux atteints qui rechutent régulièrement et restent réservoirs de la maladie.

Les statistiques des années 1985 à 1990 ont révélé 1122 cas soit une incidence de 0.75 cas pour 100.000 habitants, le double de la décennie 1975 – 1984. Pour la période allant de 1991 à 1996, 978 cas ont été diagnostiqués au service de parasitologie de l'Institut Pasteur d'Algérie, (BACHI, HARRAT, BELKAID. 1997)

Pour la Kabylie à elle seule ; durant la période allant de 1985 à 1990, 285 cas de la leishmaniose viscérale ont été recensés (Z.HARRAT et coll.) avec une incidence annuelle moyenne de 5 cas pour 100 000 habitants et un taux de mortalité avoisinant les 6%.

Le chien réservoir de la leishmaniose viscérale et probablement de l'une des deux formes de la leishmaniose cutanée a été très peu pris en considération dans les études épidémiologiques de ces graves maladies.

En 1977, DEDET et coll notaient une fréquence globale de la leishmaniose canine dans la Wilaya de Tizi Ouzou de 11.43 %.

Sur une période allant de 1999 à la fin 2002, le laboratoire vétérinaire de Tizi Ouzou a examiné 98 sérums de chiens suspectés de leishmaniose, 23 furent positifs et 75 négatifs.

La technique employée jusque là était le formol – leuco – gélification (F.L.G) non spécifique indiquant seulement l'inversion du rapport albumines/globulines et pouvant être positive pour d'autres pathologies chroniques cachectisantes.

Aussi, certains chiens effectivement malades peuvent présenter une FLG négative.

En décembre 2002 une unité de diagnostic sérologique par immunofluorescence de la leishmaniose canine a été introduite au niveau du laboratoire vétérinaire de Tizi Ouzou.

Notre objectif à travers ce travail est l'étude de cette maladie par des :

- Rappels bibliographiques sur la leishmaniose canine et ;
- La connaissance de la prévalence de cette maladie dans la région centre de l'Algérie

Chapitre I : Etude de l'agent étiologique de la leishmaniose :**I) Etiologie :**

Les leishmanioses sont des parasitoses dues à l'infection de l'homme par un protozoaire flagellé appartenant au genre leishmania

Les leishmanies affectent de très nombreuses espèces de mammifères domestiques ou sauvages. La transmission des leishmanies est générée par la piqûre infectante d'un phlébotome vecteur.

Les leishmanioses déterminent chez l'homme des tableaux cliniques variés (DESJEUX 1993).

I-1) Classification :

La classification ci-dessous de l'agent étiologique de la leishmaniose a été proposée par Levine et coll. 1980 :

Règne : Protista

Sous-règne : Protozoa

Embranchement : Sarcomastigophora

Sous-embranchement : Mastigophora

Classe : Zoomastigophorea

Ordre : Kinetoplastida

Sous-ordre : Trypanosomatina

Famille : Trypanosomatidae

Genre : Leishmania

Grâce aux techniques biochimiques et immunologiques, on peut établir un profil enzymatique pour une souche donnée permettant de la rattacher aux espèces déjà connues. Il s'agit de :

A/ Souches dites “du nouveau monde”, représentées par le tableau suivant :

Tableau I : Tableau établi d’après les données de Lainson (1982) et Bonfante Garrido (1983)

Espèces	L.mexicana	L.brasiliensis
Sous-espèces	L.m.mexicana	L.b.brasiliensis
	L.m.amazonensis	L.b.guyannensis
	L.m.venezuelensis	L.b.panamensis
	L.m.pifanoi	L.b.piruviana

Ces souches sont responsables de la leishmaniose cutanée dans le nouveau monde.

B/ Souches dites de l’ancien monde : Sont représentées par les espèces suivantes :

- Leishmania major
- Leishmania tropica
- Leishmania aethiopica
- Leishmania donovani
- Leishmania pedifer

Leishmania major, Leishmania tropica, Leishmania aethiopica et Leishmania pedifer sont responsables de la leishmaniose cutanée (D’après les leishmanioses. OMS 1984.Série de rapports techniques 701).

Leishmania donovani est responsable de la leishmaniose viscérale. Il est morphologiquement identique aux parasites agents des leishmanioses cutanées.

Sur la base des différences biochimiques, en particulier le profile enzymatique et des différences sérologiques, le complexe spécifique *Leishmania donovani* est divisé en plusieurs sous-espèces :

- *Leishmania donovani donovani*
- *Leishmania donovani infantum*
- *Leishmania donovani chagasi*

(Lainson 1982)

I-2 Morphologie :

Les leishmanies se présentent chez leur hôte sous deux stades morphologiques principaux qui sont :

I-2-1 Les promastigotes :

Sont des parasites extra cellulaires vivant dans le tube digestif des diptères hématophages (phlébotomes), dans ce cas ils présentent un corps plus ou moins fuselé de 5-20 μ m de longueur et de 1-4 μ m de largeur prolongé par un flagelle qui peut atteindre jusqu'à 20 μ m de longueur.

Dans ces formes parasitaires le kinétoplaste, une partie spécialisée du compartiment mitochondrial qui contient l'ADN de cet organite est situé entre le noyau et la base du flagelle.

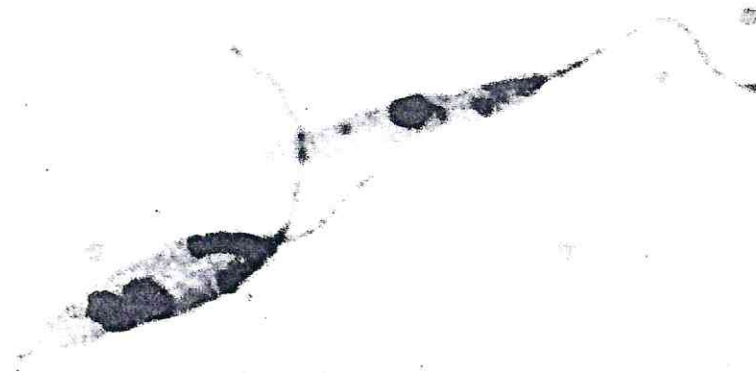


Fig 1 : Forme promastigote des leishmanies
(www.parasitologie.univ-montp1.fr).

I-2-2 Les amastigotes :

Se retrouvent à l'intérieur des macrophages des mammifères, à ce stade les leishmanies présentent un corps beaucoup plus ramassé de 4 μ m de long et de 2 μ m de large.

Les amastigotes sont munis d'une ébauche de flagelle qui ne sort pas du corps cellulaire, le kinétoplaste de ces formes est le plus souvent juxta nucléaire.

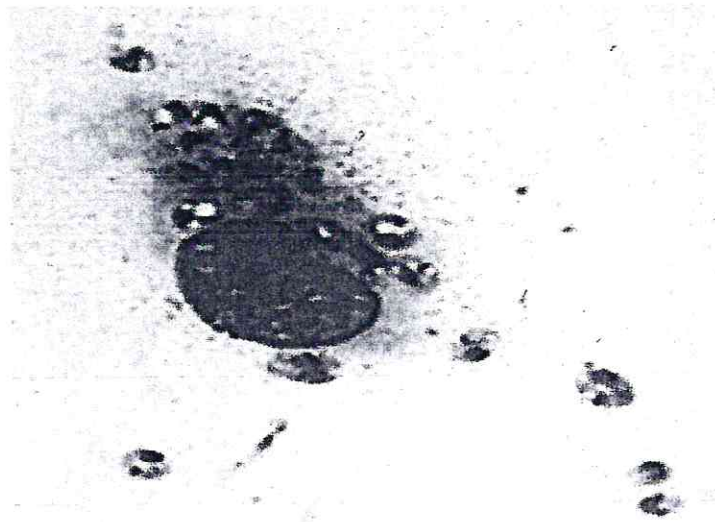


Fig 2 : Forme amastigote des leishmanies
(www.Parasitologie.univ-montp1.fr)

I-3 Biologie :

Au cours du cycle biologique des leishmanies, la morphologie de ces parasites, notamment celle de leurs stades promastigotes et leurs métabolismes sont très sensibles aux paramètres environnementaux et à leurs variations : La température, le PH, l'osmolarité du milieu, la pression en O₂ et en CO₂ sont des facteurs influençant le métabolisme du glucose et certains acides aminés

Deux paramètres subissent de grandes variations au cours du cycle, à savoir le PH et la température (J-C.Antoine et coll. 1999).

Lorsque les leishmanies passent des insectes vecteurs à sang froid à leurs hôtes mammifères, elles subissent tout d'abord une augmentation de la T° d'environ 10C° puis internalisation par les macrophages et rechute du PH d'environ 2 unités

I-4 Cycle évolutif :

I-4-1 Chez l'hôte vertébré :

Le parasite injecté par l'insecte vecteur se retrouve dans les macrophages, histiocytes, monocytes des différents organes de l'hôte vertébré (chien, homme, rongeurs...) où il se multiplie sous forme amastigote.

La destruction des cellules de l'hôte vertébré provoque la dissémination des parasites dans le sang et la lymphe, ces derniers seront phagocytés par de nouvelles cellules réticulo-endothéliales.

Ce n'est que lorsque les leishmanies se retrouvent dans le sang et le derme que ces derniers sont repris par l'hôte invertébré : Le phlébotome.

I-4-2 Chez l'hôte invertébré :

Les parasites sont entraînés avec le repas sanguin jusqu'à la partie postérieure de l'estomac de l'insecte où ils se transforment en promastigotes.

Dès le premier jour on les retrouve dans l'intestin moyen jusqu'au pylore. A partir du 2ème jour les parasites ayant résisté aux enzymes digestives de l'insecte entament une migration vers la partie antérieure. On les retrouve alors dans la partie moyenne de l'estomac.

Du 3^{ème} au 5^{ème} jour la multiplication sous forme promastigote est très rapide dans la partie antérieure de l'estomac et dans le pro ventricule.

Les formes promastigotes apparaissent en grand nombre dans le pharynx et le pro ventricule qui communique avec la trompe. Entre le 9^{ème} et le 10^{ème} jour après le repas infestant, ces amas de parasites bloquent l'intestin antérieur de l'insecte obligeant celui-ci à produire des efforts de pompage lors de son repas sanguin, ce qui favorise l'injection des parasites à l'hôte vertébré par un mécanisme de régurgitation. Le parasite gagne la circulation de l'hôte vertébré, les promastigotes se transforment en amastigotes et sont repris par un macrophage où ils se multiplieront. (Werry 1995)

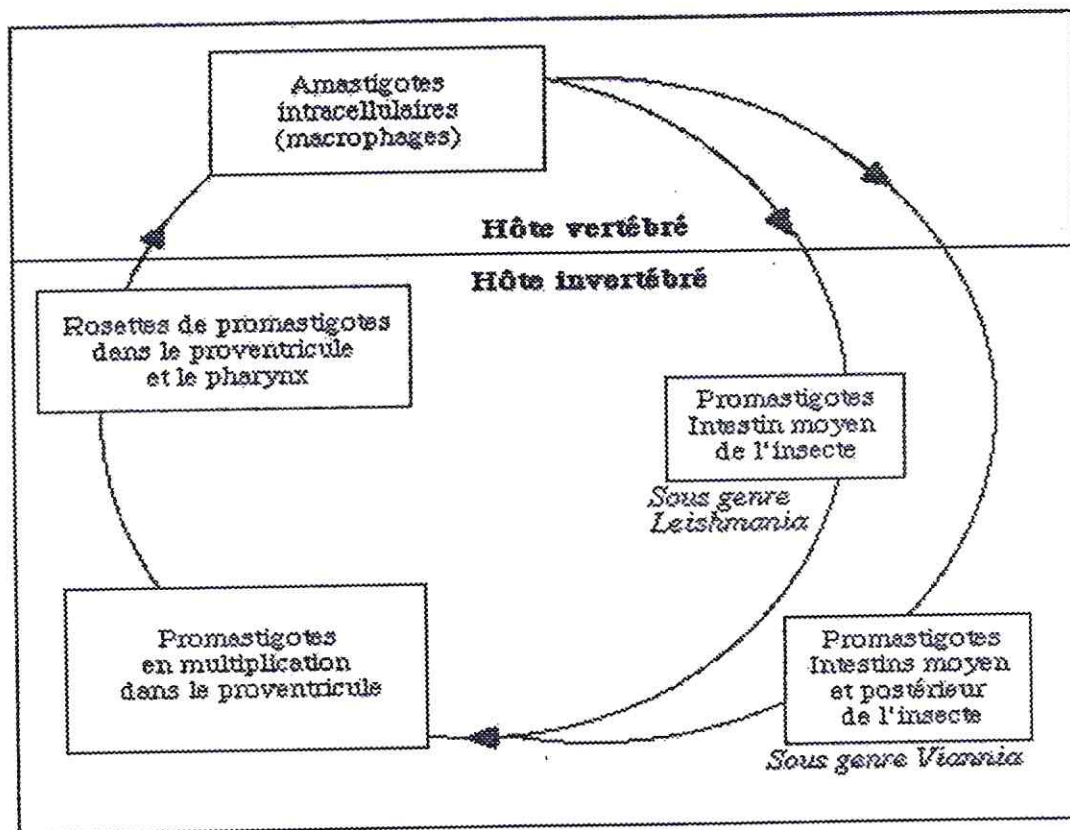


Fig 3 : Cycle évolutif des leishmanies (Werry 1995)

Chapitre II : Etude du vecteur :

II-1 Généralités :

Les phlébotomes sont des diptères nématocères de la famille des psychodidae, on distingue différentes espèces de phlébotomes dont l'importance de la transmission de la leishmaniose canine varie selon la région (Marty 1988).

II-2 Systématique :

Elle est encore loin de faire l'unanimité parmi les spécialistes. Les minimalistes font référence à Lewis (1977) qui reconnaissent 5 genres : *Brumptomya*, *Lutzomyia*, *Warileya*, *Phlébotomus*, auxquels ils ajoutent le genre mono spécifique : *Chinuis* (décrit par Leng 1987).

Seuls les genres *Lutzomyia* et *phlébotomus* se trouvent impliqués dans l'épidémiologie des leishmanioses, le premier est subdivisé en 16 sous-genres et le second en au moins 8.

Le genre *sergentomyia* comporte actuellement 4 sous-genres (Duckhouse et Lewis 1990), si on exclu les *splaeomyia*, les *grassomyia* et les parvideurs élevés au rang du genre par Artemiev et Nerenov (1984).

En Algérie il existe 5 espèces de phlébotomes potentiellement vectrices (Kendrick 1999) :

- *Phlébotomus.Perniciosus*
- *Phlébotomus.Ariasi*
- *Phlébotomus.Perfiliewi*
- *Phlébotomus.Longicuspi*
- *Phlébotomus.Papatasi*

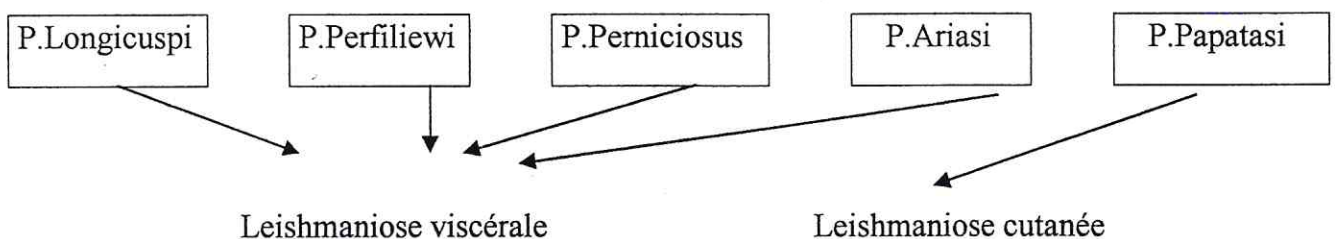


Fig 4 : Schéma de classification de phlébotomes.

II-3 Morphologie :

Les termes anatomiques employés pour les décrire varient selon les auteurs, nous nous sommes appliqués à adopter le vocabulaire généralement reconnu tout en nous efforçant de nous conformer à la nomenclature utilisée par l'ensemble des diptéristes (Mc Alpine.1981)

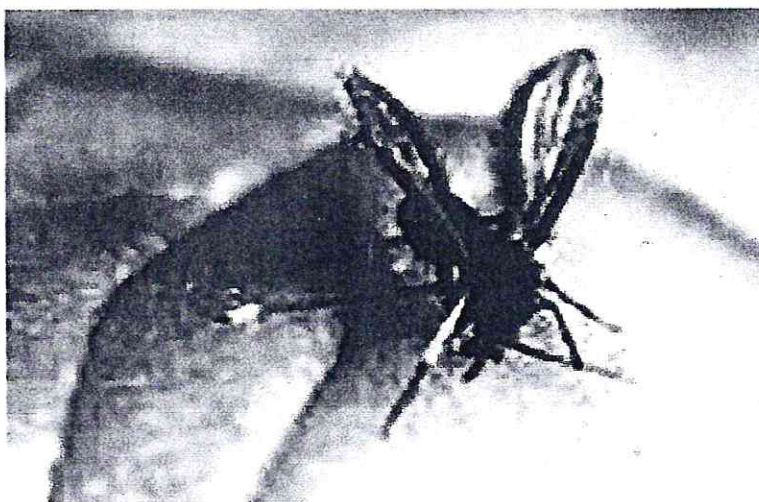


Fig 5 : Phlébotome en plein repas sanguin
(www.infektionsbiologie.ch/.../steckbrief_leish.html.)

II-3-1 Imago :

Les phlébotomes possèdent un corps grêle et allongé d'une fine pilosité, ainsi que des ailes.

II-3-1-1 Tête :

Elle est entourée d'une capsule chitineuse dont on distingue dorsalement trois parties : Le vertex, l'occiput en arrière et le front en avant qui se prolonge par le clypéus qui porte le labre-épipharynx postérieurement, la capsule céphalique est percée du trou occipital à la périphérie duquel s'insère le cou membraneux qui relie la tête au thorax .

La face ventrale de la tête est membraneuse à l'exception du sub-mentum articulé à la base du labium, celui-ci est replié en gouttière sur sa face dorsale et se termine par les labelles (appendices mobiles bi articulées).

Dans la gouttière labiale vient se ranger au repos : Un labre-épipharynx, deux mandibules, deux maxilles et un hypo pharynx qui est creusé du canal salivaire.

La trompe est flanquée des palpes maxillaires qui sont formées de 5 segments dont les deux premiers sont soudés recouverts d'écailles et de courtes soies.

Le 3^{ème} segment et plus rarement le second porte les épines sensorielles.

Outre les pièces buccales, la tête porte deux gros yeux latéraux et deux antennes formées 16 articles dont les deux premiers sont courts : Scape et Torus. Les 14 autres articles forment ce qu'on appelle le flagellum. A l'exception du dernier, chacun de ces articles porte une ou deux épines plus au moins longues : Les ascoides (épines géniculées).

II-3-1-2 Thorax :

Il est subdivisé en prothorax, mésothorax et le métathorax :

- Le prothorax est partiellement recouvert par le segment suivant
- Le mésothorax est très développé, la nomenclature des plaques qui le constituent est celle utilisée pour les diptères en général. Le sclérite mesanépisternale qui porte un stigmate bien développé et l'insertion des ailes est à cet égard particulièrement intéressant
- Le métathorax est plus réduit, il porte de petits stigmates et la seconde paire d'ailes transformée en haltères.

Les ailes sont lancéolées et soutenues par sept nervures longitudinales et des nervures transverses, leur disposition est très importante pour individualiser les phlébotominae au sein des psychodidae. Au repos les ailes sont dressées formant entre elles un angle de 45°.

Les pattes sont longues et grêles. Elles possèdent un tarse à cinq articles et sont garnies de soies et d'écailles.

II-3-1-3 Abdomen :

Il comporte 10 segments dont sept non modifiés (portant chacun une paire de stigmates) et trois sont transformés en segments génitaux.

Chez la femelle, le 8^{ème} segment est rétracté sous le 7^{ème} ne laissant dépasser sur la face dorsale que le sternite bilobé : Valves hypogyniales. Le 9^{ème} segment porte l'ouverture du vagin : Atrium génital, entouré d'un épaissement chitineux ouvert vers l'arrière : La furca.

Le 10^{ème} segment porte l'anus et de part et d'autre les cerques.

L'appareil génital interne comporte :

- Deux ovaires constitués d'ovarioles, de chaque ovaire par un court oviducte, les deux oviductes se réunissent pour former un oviducte commun qui se jette dans le vagin.
- Deux glandes annexes en forme de sac, elles déversent le produit de leur sécrétion dans le vagin.
- Deux spermathèques : capsules chitineuses de morphologie variable prolongées par des conduits individuels, parfois d'un conduit commun, qui eux aussi s'ouvrent dans le vagin.

Chez le male les 7^{ème} et 8^{ème} segments sont réduits, les 9^{ème} et 10^{ème} sont totalement modifiés pour former l'appareil copulateur ou genitalia. De la face dorsale à la face ventrale on distingue :

- Deux appendices volumineux articulés formés d'un article basal : le gonocoxite et d'un article apical le gonostyle.
- Deux appendices qui prennent naissance à la base des gonocoxites appelés les paramères.
- Deux prolongements ventraux : les surstyles.
- Deux lames membraneuses soudées à la partie interne des surstyles (les cerques entre lesquels s'ouvre l'anus).
- Entre les paramères se trouvent les deux fourreaux péniens qui forment le pénis (l'aedéage).

L'appareil génital interne comporte deux testicules, deux canaux déférents, une vésicule séminale et un canal ejaculateur qui débouche sur un organe fortement chitinisé : la pompe génitale d'où partent les filaments génitaux.

L'appareil digestif : en arrière du pharynx et de l'œsophage on retrouve :

- Le pro ventricule avec en déviation sur la face ventrale un réservoir où s'accumulent les liquides nutritifs non sanguins qui est le jabot.
- L'intestin moyen : il s'étend entre le cardia et le pylore très peu marqué chez les phlébotomes.
- L'intestin postérieur se subdivise en : duodénum étroit où s'ouvrent les tubes de Malpighi, rectum dilaté qui se rétrécit dans sa partie terminale avant de s'ouvrir dans l'anus.

Les glandes salivaires sont situées dans le thorax, elles sont plus développées chez la femelle que chez le mâle.

II-3-2 Œuf :

Il est elliptique, légèrement incurvé de taille moyenne de 04mm de long. Il est entouré d'une membrane. A la ponte les œufs sont de couleur blanchâtre ou jaune claire virant au brun foncé en 5 à 6 heures.

II-3-3 Larve :

Il existe 4 stades larvaires, la larve de phlébotome comporte une tête fortement chitinisée et des pièces buccales broyeuses. Le thorax comporte trois segments et l'abdomen neuf, le tégument est couvert de soies, le 9^{ème} segment porte deux paires de soies dressées à la verticale (il n'y a qu'une paire chez les larves du 1^{er} stade et à tous les stades chez quelques espèces).

(Killick-Kendrick et coll, 1989)

II-3-4 Nymphé :

Mesure environ 3mm de long. On y distingue un céphalothorax et un abdomen, le tégument est couvert de soies courtes.

A l'éclosion elle est blanc jaunâtre puis la couleur devient plus foncée.

II-4 Biologie :

II-4-1 Reproduction et développement larvaire :

La maturation des œufs s'effectue en même temps que la digestion du sang et le nombre maximum est de 100 à 110. La ponte s'effectue 5 à 10 jours après le repas sanguin.

Dans la nature les lieux de ponte sont les gîtes de repos : Terriers, cavernes, litières, les fissures dans les mûres et dans le sol.

La durée du développement embryonnaire dans des conditions d'humidité appropriée dépend de la T°, à 26 – 30 C° l'incubation de l'œuf de *P. papatasi* est de 6 -7 jours.

La larve sortant de l'œuf mesure environ 1mm, au 4^{ème} stade larvaire elle atteint 3 -4 mm, le développement total de l'œuf à l'adulte dure de 35 à 60 jours.

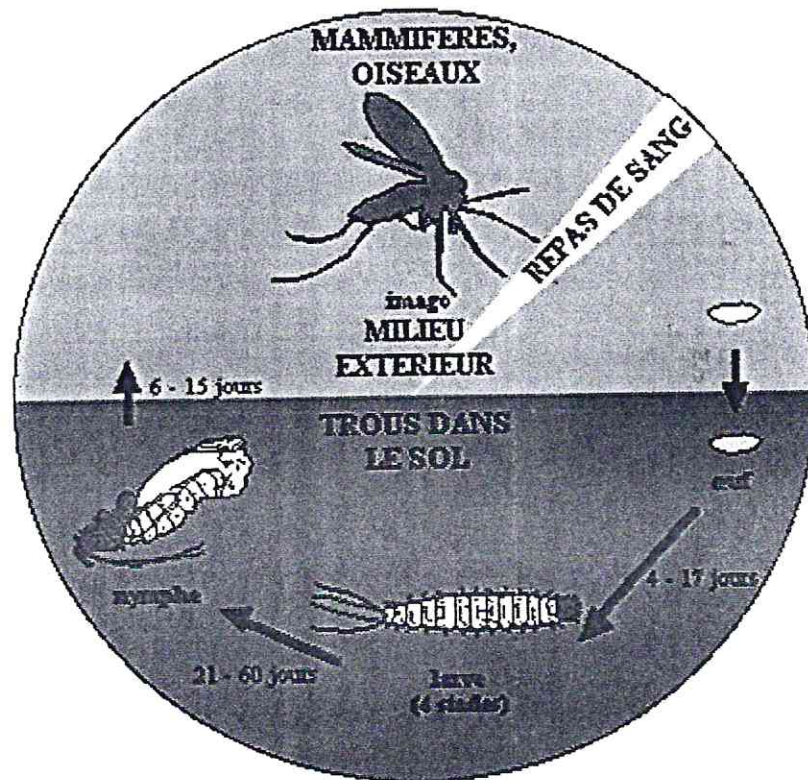


Fig 6 : Cycle évolutif des phlébotomes (www.vet-nantes.fr)

2 Nutrition et comportement trophique des femelles :

Les femelles se nourrissent sur les mammifères, oiseaux, reptiles ou batraciens, elles sont hémato-phages et se nourrissent par télmophagie (la dilacération des tissus et l'absorption du sang et de la lymphe). Chaque repas sanguin semble durer 10 à 30 minutes (Gibert 2000).

II-4-3 Cycle annuel et journalier :

La période d'activité imaginale s'étend de fin Avril à mi-octobre avec un pic en juillet-août cependant, l'activité du vecteur de la leishmaniose est maximale de la fin du mois d'août à la mi-septembre car c'est la période de reproduction au cours de laquelle les femelles prennent des repas sanguins pour assurer la maturation des œufs (Gibert 2000).

Les phlébotomes ont une activité surtout crépusculaire et nocturne (Anonyme).

II-5 Méthodes de piégeage des Adultes :

II-5-1 Piégeage dans les gîtes de repos ou de ponte :

II-5-1-1 À l'aide d'un aspirateur à bouche :

Elle s'effectue durant le jour jusqu'à la tombée de la nuit. Il est nécessaire de faire pénétrer l'aspirateur le plus profondément possible dans les troncs, les crevasses...Etc, ménager dans les mûrs (gîtes particulièrement productifs) des tubes longs (L=30 Cm), il faut prendre soin d'aspirer à la partie supérieure de l'excavation et de maintenir l'aspiration jusqu'à la sortie.

Il y a certains procédés qui peuvent faciliter la capture en délogeant les insectes des parties inaccessibles tels que l'enfumage des terriers à l'aide de mèche d'amadon.

Durant l'opération il est bon de placer un filtre (type filtre pou cigarette) dans le tube d'aspiration du fait du risque d'infestation pulmonaire ou mieux d'utiliser des aspirateurs électriques.

Les phlébotomes sont ensuite récupérés après les avoir tués au gaz carbonique ou de façon plus pratique à la fumée de cigarette ou encore par passage au congélateur.

II-5-1-2 A l'aide de pièges adhésifs :

Les gîtes précédents sont obturés par des feuilles de papier enduites d'un liquide visqueux où viennent s'engluer les phlébotomes.

Généralement les pièges sont trempés dans l'huile de ricin qui a l'avantage de ne pas être répulsive et d'être entièrement soluble dans l'alcool éthylique (95°) ce qui permet une récupération facile des phlébotomes prélevés un par un à l'aide d'un pinceau.

Dans certaines régions il est difficile d'en trouver en grande quantité, on peut alors utiliser l'huile de vidange. Les phlébotomes devront alors être dégraissés à l'aide d'un mélange alcool-ether.

Les phlébotomes doivent être récoltés dès que possible après le relevé des pièges pour éviter la dessiccation ou le développement de moisissures, toute fois la conservation au congélateur donne d'excellents résultats.

II-5-2 Piégeage de nuit utilisant le pouvoir attractif de la lumière :

II-5-2-1 A l'aide d'un aspirateur à bouche :

C'est le modèle court (L=15 Cm) qui est le mieux adapté à ce genre de piégeage, certains utilisent un simple tube coudé qu'ils vident à chaque capture. La façon la plus simple de procéder est de se placer avec une lampe électrique allumée devant un mur lisse et de couleur claire.

Les américains utilisent beaucoup de petites tentes en forme de parallélépipèdes éclairés de l'intérieur à l'aide d'un groupe électrogène.

NB : Dans ce mode de piégeage, seuls les phlébotomes à phototropisme positif sont capturés.

II-5-2-2 A l'aide de guirlandes lumineuses :

Des papiers huilés sont disposés devant des lampes de faibles intensités lumineuses (lampe de poche).

II-5-2-3 A l'aide de pièges lumineux :

Les plus utilisés sont des CDC miniatures, les modèles de commerce (destinés à la capture des moustiques) doivent être adaptés par remplacement des tulles des paniers par du tissu à rideau à mailles plus serrées.

II-5-3 Piégeage sur appâts :

Il se pratique sur l'homme à l'aide de tubes ou de captureurs, A la touche, à la piqûre ou à l'engorgement complet ou à l'aide d'appâts d'animaux sous une tente ou aux pièges de Disney qui combinent l'attraction par un animal en cage et la capture à l'huile.

II-5-4 Méthodes de recherche des larves dans la nature :

Les larves sont très difficiles à trouver et leur découverte dans la nature est exceptionnelle, diverses techniques d'extraction à partir du sol ont été proposées :

-Dessiccation progressive du substrat présumé dans un tunnel, pour forcer les larves à immigrer dans des tubes remplis d'eau placés en dérivation.

-Extraction par flottaison à la surface de liquides denses.

-Berleze.

(American biological supply company)

Chapitre III : Etude du réservoir de la leishmaniose en Algérie :

III-1 Définitions :

Nous étudierons la place occupée par les différents hôtes réservoirs au sein du complexe leishmanien à *leishmania infantum* de l'ancien monde.

Le réservoir de *leishmania infantum* est connu depuis la découverte de Princeps, Nicolle et courte à Tunis en 1908 comme étant essentiellement canin, dans toute la région méditerranéenne le réservoir principal semble être constitué par les chiens domestiques (Bettini et Gradoni 1986), Bien qu'un réservoir selvatique soit également présent avec une prévalence de 55% chez les renards (Rioux et Golvan 1969), trois cas de figures peuvent se présenter :

- Le réservoir sauvage et un vecteur spécifique du parasite sont dans une même niche écologique intégrant un réservoir secondaire péri domestique et non l'homme par défaut d'anthropophilie de la part du vecteur : la transmission humaine ne pourra alors se faire que par l'intermédiaire d'un autre vecteur qui présentera une anthropophilie plus marquée.
- Le réservoir sauvage et le vecteur sont seuls en syntopie. L'homme ne pourra dès lors se contaminer qu'à l'occasion de contacts épisodiques avec le milieu naturel lors d'activité de chasse les cueillettes ou professionnelles.
- Le réservoir sauvage, le vecteur et l'homme sont en syntopie au sein de la même niche écologique, il existe deux cas :
 - Le parasite passera du réservoir primaire à l'homme. Ces cas peuvent se correspondre aux contaminations survenant à l'occasion de contacts permanents avec un milieu récemment anthropisé ou rurbanisé, comme en périphérie des grandes villes proches des forêts primaires d'Amazonie ou dans les villages récemment implantés en zones défrichées et ne seront donc pas évoqués ici.
 - Le cycle est amplifié par la présence d'un potentiel réservoir secondaire constitué par les animaux péri domestiques qui peuvent assurer ainsi un rôle de relais au sein du complexe pathogène, deux sources d'infestation sont alors possibles :Les réservoirs primaires et secondaires.

Seuls les mammifères ont été à ce jour trouvés porteurs de protozoaires appartenant au genre *Leishmania* pathogènes ou non pour l'homme. IL peuvent être réservoirs ou hôtes accidentels pour le parasite et différents selon les régions.

En fonction de l'hôte, il est admis de distinguer des cycles primaires et secondaires, Zoonotiques dans les quels des mammifères sauvages et domestiques interviennent en temps que réservoirs. De même, l'homme peut dans certains complexes jouer un rôle de réservoir de parasites constituant alors avec le vecteur un cycle anthroponotique ou tertiaire (Garnham 1965). Dans ce cas l'affection humaine peut prendre un caractère endémo épidémiologique. Il est à noter que les canidés occupent une place prépondérante dans les foyers de leishmaniose viscérale à *leishmania infantum* de l'ancien et du nouveau monde.

Le chien domestique intervient activement dans les cycles parasitaires en particulier dans les pays du bassin méditerranéen.

III-2 Le chien réservoir domestique :

Le réservoir canin représente la clé de voûte des foyers secondaires de leishmaniose viscérale. Schématiquement la population canine peut être divisée en trois groupes : Chiens de chasse, chiens de garde, chiens de compagnie.

III-2-1 Les chiens de chasse :

Le chien de chasse paye un lourd tribut à la leishmaniose viscérale, sur le plan épidémiologique il intervient également au premier chef dans les processus de maintien et de propagation de l'endémie, à cela trois raisons essentielles :

- ils constituent la classe la plus représentée dans les départements méditerranéens.
- Leurs activités les amènent à parcourir fréquemment les zones contaminées et de ce fait à subir avec une plus grande probabilité la piqure du vecteur infesté.
- En fin contrastant avec l'étendu et l'activité des lésions cutanées, l'animal atteint conserve pendant plusieurs mois, sinon plusieurs années un état général satisfaisant. Souvent il continue à chasser et par la même à assurer une très large diffusion du parasite

III-2-2 Les chiens de garde :

Cette classe est schématiquement divisée en deux catégories :

- Les chiens préposés à la garde des maisons : Il s'agit en principe d'animaux sédentaires, mais les villageois utilisent souvent ces chiens comme des chiens de chasse à courtes distances ils sont alors exposés à mêmes risques que les véritables chiens de chasse, de plus ces animaux disposent le plus souvent de niches rudimentaires, gîtes très appréciés des phlébotomes
- Les chiens utilisés pour la surveillance des troupeaux d'ovins, ce sont de véritables chiens de garde contrairement aux précédents, ces animaux échappent à la contamination, car en été ces chiens évoluant aux étages montagnards des massifs où les probabilités de transmission sont très faibles en raison de la pauvreté des vecteurs.
- Les chiens de compagnie : On peut distinguer trois catégories :
 - Les chiens habitant les agglomérations de type rural, donc exposés au mêmes risques que les classes précédentes, de contracter la maladie
 - Les chiens sédentaires vivant toute l'année dans les grands immeubles sont peu exposés à la contagion.
 - Les chiens étrangers à la zone endémique mais parvenant à l'occasion des vacances, leurs chances de contamination sont grandes en raison de leur mode de vie (camping, gîtes ruraux) en période d'activité maximale des phlébotomes.

III-3 Le renard réservoir selvatique :

Après avoir constaté l'infestation naturelle du renard (Golvan et Rioux 1963), les études ont montré que ce réservoir selvatique constitué majoritairement par le renard, devrait être tenu en compte dans l'établissement des protocoles d'enquêtes sur les foyers méditerranéens.

III-4 Les réservoirs occasionnels :

III-4-1 Le chat : Dunan et coll en 1989 ont signalé la présence de leishmania chez le chat (*Felis Felis*) dans les foyers de leishmaniose canine.

III-4-2 Les rongeurs : quelques rares cas de rongeurs ont été trouvés infestés par leishmania infantum, notamment la gerboise et le rat (*Ratus Ratus*). (Morillas- Marquez et coll 1985).

III-4-3 L'homme : Il peut également jouer un rôle de réservoir vis-à-vis de ces congénères

III-5 Lutte contre les réservoirs :

Le principal réservoir domestique est le chien et le dépistage de la maladie repose sur la sérologie. En cas d'une réaction positive chez un chien, ce dernier doit être abattu car il représente une source d'infection pour le vecteur.

En Europe il est parfois suggéré de traiter les chiens de façon répétée avec des antimoine pentavalents, mais l'on considère que cette méthode n'est pas toujours satisfaisante car dans la mesure où les mêmes médicaments sont utilisés pour traiter la leishmaniose humaine, cela pourrait entraîner l'apparition de parasites résistants.

En outre le traitement des chiens n'a qu'une efficacité partielle (OMS 1988) (OMS 1990). L'euthanasie des chiens infestés réduit considérablement le réservoir mais ne pourrait pas contribuer à éradiquer cette maladie car ces mesures sont inapplicables du fait de l'importance de la population canine, de la fréquence des formes asymptomatiques et des porteurs sains non dépistés et du rôle du réservoir selvatique potentiel (le renard). (Gibert 2000).

Les réservoirs sauvages sont en pratique impossibles à atteindre. La seule mesure de lutte contre ces animaux consiste à l'empoisonnement de leurs terriers (Contrôle des rongeurs).

Chapitre IV : Etude clinique de la leishmaniose canine : IV-1 Généralités :

L'incubation va d'un mois à parfois plusieurs années, suivant la résistance de l'hôte, les manifestations cliniques seront discrètes ou spectaculaires. Aucune prédisposition de race n'a jamais été démontrée par contre les mâles sont plus souvent touchés. L'évolution de la maladie est souvent chronique (Philippe Denerolle 1994).

La leishmaniose atteint les chiens de tout âge et de toute race, parmi eux beaucoup sont des infestés latents sans signes apparents ce qui montre les différences de sensibilité (Kendrick 1999).

Les signes cliniques de la leishmaniose canine ont été décrits de longue date (Mc conell et coll 1970). Les symptômes entraînés par la leishmaniose canine sont d'ordre général, viscéral ou cutané.

IV-2 Les symptômes généraux :

Le chien leishmanien présente un amaigrissement généralisé, l'amyotrophie est particulièrement marquée au niveau de la face et des muscles crotaphytes donnant à l'animal un aspect sénile, atonique et triste.

L'hyperthermie est également présente et se manifeste par une polydipsie, au niveau des organes profonds on a une hépato-splénomégalie, les adénopathies sont fréquentes (Philippe Denerolle 1994).

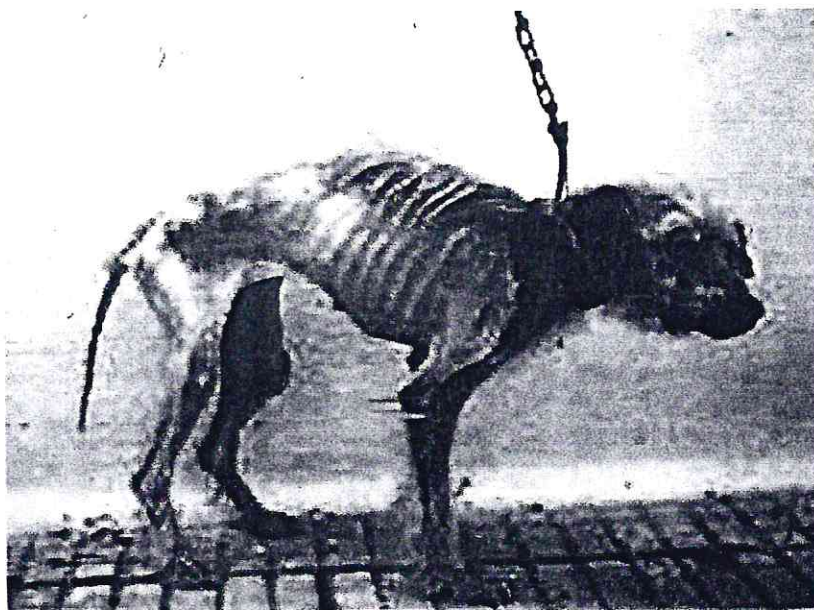
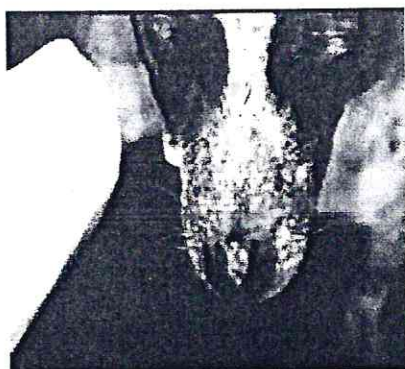


Fig 7 : Dépilation et cachexie chez un chien en phase terminale (J.P Dedet, 1999)

IV-3 Les symptômes cutanés : Ils sont caractérisés par :

- L'apparition du chancre d'inoculation sur le lieu de la piqûre infectante du phlébotome. ce chancre se localise généralement sur la truffe, la face interne des oreilles et le chanfrein (Vidor et coll 1991).
- Une hyperkératose.
- Une dépigmentation et dépilation classiquement péri orbitaire (Signe de lunettes), mais pouvant également intéresser d'autres régions du corps (les bords des oreilles, l'arrière train, la queue et les points d'appui au niveau des pattes).
- Une squame amiantacée grise et luisante particulièrement évidente lorsque l'on caresse le chien à rebrousse poils, on parlera de furfure cutané.
- Des ulcérations cutanées riches en leishmanies sont fréquentes au niveau du crâne, du bord des oreilles, des points d'appui, des coussinets plantaires et de la truffe.
- L'allongement des griffes (Onychogribose) ou Ongles de Fakir est un signe très fréquent.
- Des ulcérations des muqueuses nasales, associées à une thrombopénie, sont responsables d'épistaxis.
- L'atteinte oculaire : Les lésions de l'œil affectant les paupières (granulome), la cornée (devient opaque et prend une couleur bleuâtre, c'est la kératite). On a également une uvéite ainsi qu'une chorio-rétinite (Mc Connel et coll 1970).

**Fig 8 : lésion de la truffe****Fig 9 : chancre d'inoculation**

(www.ecoledesmaitres.net/.../leishmaniose_canine.html)

IV-4 Les symptômes viscéraux :

viscéraux

Ils résultent de la multiplication et de la dissémination des leishmanies dans le système réticulo endothélial.

IV-4-1 Fréquence des différentes localisations :

Le tableau suivant (Tableau II) indique les différentes localisations et leurs fréquences sur 59 chiens examinés en 1991 et 1992 :

Tableau II

Manifestations (59 cas)	Nombre de cas	Pourcentage (%)
Symptômes cutanés	51	86%
Adénopathies	45	76%
Symptômes généraux	23	38%
Insuffisance rénale	15	25%
Splénomégalie	10	17%
Epistaxis	08	13.5%
Algies	04	06%
Uvéite	04	06%
Ostéite de la 3 ^{ème} phalange	03	05%
Hyper viscosité sanguine	02	03%
Toux	02	03%
Conjonctivite médullaire	01	1.5%
Diarrhée	01	1.5%
Purpura	01	1.5%

IV-4-2 Les organes lymphoïdes :

Les ganglions lymphatiques superficiels (76% des cas) sont volumineux et durs mais restent lisses et mobiles, la rate devient très facilement palpable dans 17% des cas, pour certains prédisposés à des accidents de dilatation- torsion de l'estomac.

IV-4-3 La forme rénale :

Exceptionnellement on peut observer des insuffisances rénales brutales, dramatiques et mortelles en quelques jours. Quelque soit la réanimation entreprise, le chien est très abattu, sa soif est intense mais il vomit et se déshydrate, le coma urémique s'installe.

L'insuffisance rénale est plus souvent chronique se manifestant en dehors des symptômes généraux par une polyurie-polydipsie, des vomissements sporadiques et parfois de la diarrhée. Même lorsqu'elle ne s'extériorise pas cliniquement des lésions glomérulaires sont décelées à l'examen histologique (Denerolle 1994).

IV-4-4 La forme digestive :

L'insuffisance hépatique est rare, ces manifestations se superposent à celles de l'insuffisance rénale ; amaigrissement ; soif ; vomissements ; diarrhée. Certains paramètres sanguins sont augmentés (Transaminases, phosphatases alcalines, bilirubines). L'ictère jusque là n'a jamais été observé, Parfois il est possible d'observer des petits nodules sur la langue, sans conséquences, mais précieux pour le diagnostique.

La forme digestive de la leishmaniose peut entraîner une redoutable diarrhée avec méléna.

IV-4-5 La forme cardiorespiratoire :

L'ulcération de la muqueuse pituitaire (13.5% des cas) provoque un épistaxis, aggravé parfois par une thrombocytopénie, l'appareil respiratoire profond est plus rarement atteint. Nous n'avons observé qu'un seul cas d'inflammation bronchique se manifestant par une toux sèche.

L'atteinte cardiaque d'origine strictement leishmanienne est exceptionnelle et toujours difficile à prouver, un seul cas dans la littérature a permis d'observer des leishmanies dans le myocarde lors de l'examen post mortem.

IV-4-6 La forme circulatoire :

L'élévation de la protidémie peut se manifester par l'hyper viscosité sanguine, cette dernière amène une ataxie des membres postérieurs, plus souvent elle se manifeste par un lymphoedème.

IV-4-7 La forme locomotrice :

Des douleurs peuvent siéger au niveau du rachis le plus souvent en région lombaire, le chien se tient le dos voûté et marche avec difficulté, nous n'avons encore jamais pu mettre en évidence dans ces cas de signes radiologiques d'ostéolyse ou de prolifération du périoste décrite dans la littérature.

IV-5 Les lésions :**IV-5-1 Les lésions cutanées :**

Elles siègent préférentiellement au niveau de la face (truffe, la face interne des oreilles, chanfrein ...). Ce sont des papules ou nodules (0.5 à 2.5cm) inflammatoires, secondairement ulcérés au centre (Vidor.E, Dereure .J 1991).

IV-5-2 Les atteintes d'organes :**IV-5-2-1 Les adénopathies :**

Notamment superficielles, Elles sont très fréquentes, il y a prolifération des macrophages et réduction lymphocytaire de la zone para corticale (Bourdeau 1988).

IV-5-2-2 L'atteinte splénique :

Elle est de règle même si la splénomégalie n'est pas toujours notée (environ 56%) (Nieto 1992).

IV-5-2-3 L'atteinte rénale :

Elle est souvent à l'origine de la mort de l'animal (37.5 à 58% des chiens urémiques), une protéinurie dans 80 à 85 % des cas, on note également la présence de glomérulonéphrites prolifératives, cette lésion est irréversible (Benderitter, Casanova, Naskidachvili et Al).

IV-5-2-4 L'atteinte oculaire :

L'oeil est un organe cible privilégié, la symptomatologie est variée avec aggravation régulière par installation d'une uvéite conduisant à la cécité (Roze.M).

IV-5-2-5 L'atteinte locomotrice :

Elle est fréquemment concernée, l'infection leishmanienne hématogène conduit à l'atteinte des macrophages, des synoviales et de l'infection de la moelle osseuse.

On a également un dépôt de complexes immuns au niveau de la synoviale (Turrel.J.M et Pool).

Les processus lésionnels peuvent intéresser l'ensemble des organes : Muscles, Myocarde, Poumons, Tendons et les organes génitaux. (Bourdeau, Duarte, Corbet, Pizaro Diez).

IV-6 Diagnostic de la leishmaniose canine :**IV-6-1 Diagnostic clinique :**

Habituellement, le diagnostic clinique s'impose en période d'état de l'affection, L'existence des symptômes généraux (Asthénie, fièvre, amaigrissement), des symptômes viscéraux (Adénopathie, hépatosplénomégalie) et cutanés (dépilation, ulcération et onychogriphose) sont suffisamment évocateurs

Cependant en cas de dissociation des signes viscéraux et cutanés, le risque de confusion avec d'autres affections dermatologiques (Mycose, eczéma atypique et gale démodécique) ou systémiques (la leucose, la tuberculose les carences alimentaires) est discrète, voir inexistante. Dans le bassin méditerranéen, en dehors des formes caractéristiques la symptomatologie peut être méditerranéenne, 50% des chiens leishmaniens échappent au diagnostic clinique (Lanotte et telle al 1974).

IV-6-2 Diagnostic expérimental :**IV-6-2-1 Diagnostic para spécifique :**

Ce diagnostic met en évidence le déséquilibre protéique du sérum, le phénomène est objectivé par les nombreux tests de fiabilité plasmatique, le plus connu est la réaction de formo-leuco-gélification qui est appliquée au diagnostic de la leishmaniose canine.

Ces tests non spécifiques peuvent conduire à des erreurs de diagnostic, d'autant qu'ils se positivent tardivement en phase avancée de la maladie.

Ces tests ne doivent pas être considérés comme des techniques de dépistage sommaire. Dans le même groupe s'inscrit l'analyse électrophoretique du sérum, cette technique permet

de suivre et de quantifier les modifications sériques tout au long de l'évolution clinique, cette technique est cependant affectée des mêmes défauts que les tests précédents : faible sensibilité et absence de spécificité.

IV-6-2-2 Diagnostic parasitologique :

Il repose sur la mise en évidence des leishmanies dans les prélèvements après un examen direct ou une mise en culture, cette technique demeure la référence indispensable à toute enquête, mais elle ne répond pas aux conditions de fiabilité requises car si la présence du parasite constitue une preuve absolue, son absence par contre ne permet pas d'écarter en toute certitude l'éventualité d'une atteinte leishmanienne.

La probabilité de dépister la parasitose est fonction des moyens utilisés et du stade d'évolution de la maladie (Reiter et Al 1985).

Il convient aussi de se placer dans les meilleures conditions techniques en effectuant des prélèvements à partir des organes habituellement parasités tels que les ganglions lymphatiques, la moelle osseuse ou la rate. Les leishmanies sont rarement mises en évidence dans les frottis sanguins (Reiter et Al 1985).

L'examen direct doit être complété systématiquement par la mise en culture. Dans les cas négatifs il est préférable de répéter l'analyse après un certain temps (Lanotte et al 1974).

Dans les cas négatifs (les mêmes conditions) la ponction est répétée à deux reprises après intervalle moyen de deux mois (Lanotte 1974).

A/ Examen direct :

A/1 Prélèvements : Les prélèvements nécessaires pour un examen direct sont :

A/1-1 Le calque cutané :

Il s'agit de prélever un petit morceau de peau, de préférence en zone alopécique sans furfure excessif, ni ulcération, ce fragment est ensuite appliqué sur une lame dégraissée de manière à récupérer la lymphe dermique et les macrophages éventuellement parasités, puis le calque est séché et coloré au M.G.G.

A/1-2 Ponction ganglionnaire :

C'est une intervention atraumatique, presque indolore. Elle consiste à récupérer un peu de pulpe ganglionnaire dans la lumière à l'aide d'une aiguille montée sur une seringue. La pulpe est ensuite étalée sur une lame, puis colorée pour la recherche d'éventuels macrophages parasités.

A/1-3 Ponction de la moelle osseuse :

C'est le prélèvement de choix en raison de la présence très fréquente des parasites dans les macrophages de ces tissus. Il s'effectue au niveau de l'épiphyse costale (entre la 6^{ème} et la 9^{ème} côte) ou de l'épine iliaque antéropostérieure. Le frottis est ensuite séché et coloré. Si le premier frottis est négatif, il est conseillé d'en faire un deuxième.

A/1-4 Ponction de la rate :

Rarement effectuée, cette ponction doit se faire après exploration de l'hémostase, en raison des troubles de la coagulation chez certains chiens leishmaniens. De plus, les risques importants d'hémorragies liés à la technique elle-même en font une méthode assez discutée.

A/1-5 Biopsie ganglionnaire :

Cette technique n'est pas plus fiable que la ponction ganglionnaire, car la mise en évidence et l'identification des leishmanies à l'histologie n'est pas toujours facile.

A/1-6 Biopsie cutanée :

Certains aspects histologiques (péri folliculite histiocytaire) peuvent être évocateurs de leishmaniose, mais les parasites sont difficiles à mettre en évidence.

NB : On peut trouver des leishmanies dans d'autres prélèvements (Raclages conjonctivaux, ponction de liquide synovial ou calque d'ulcère cutané).

A/2 Méthodes de diagnostic direct :**A/2-1 La réaction de polymérase chaîne (PCR) :**

C'est une nouvelle technique qui permet la mise en évidence de l'ADN des leishmania. Elle peut s'avérer utile pour le diagnostic précoce de la leishmaniose en raison de sa grande sensibilité.

A/2-2 Les cultures :

Les différents prélèvements peuvent être mis en culture notamment sur le milieu spécifique NNN (Nicoll Novy Mac Neal), puis les tubes sont mis à l'étuve à 24 C°. Les cultures sont des tests directs dont le principe est de visualiser directement le parasite à partir de différents prélèvements réalisés sur des chiens suspects.

A/2-2-1 Culture in vitro :

La culture des différentes formes du parasite leishmanien est possible sur différents milieux (Milieu d'Evans, le milieu de Tobie, de Schneider...etc.) le plus utilisé est le milieu NNN qui est bi phasique, une phase solide constituée de gélose salée et 10% de sang de lapin défibriné et une phase liquide composée d'exsudat produit à partir de la gélose au sang.

Tous ces milieux sont agrémentés d'antibiotiques et parfois d'antifongiques. La phase liquide du milieu estensemencée et contrôlée au microscope optique au 7^{ème} jour d'incubation. Un diagnostic positif est traduit par la visibilité des formes promastigotes mobiles.

A/2-2-2 Culture in vivo :

Cette culture à pour principe l'inoculation au Hamsters dorés ou au souris utilisées dans les études expérimentales immunopathologiques et thérapeutiques.

La complexité et la cherté de ces méthodes de cultures interdit pratiquement leur utilisation en routine en médecine vétérinaire.

A/2-2-3 Coloration au M.G.G :

La coloration au May-Grunwald-Giemsa est la plus adaptée à la recherche des leishmanies sur frottis.

La mise en évidence des leishmanies dans les prélèvements d'organes ou de tissus se fait sur coupes histologiques après coloration à l'hématoxine-eosine.

B/ Diagnostic sérologique :

C'est un diagnostic expérimental indirect fondé sur la mise en évidence d'anticorps spécifiques, il présente un intérêt capital dans le diagnostic, le suivi des malades ainsi que dans la surveillance d'éventuelles rechutes, de plus il permet le dépistage précoce d'individus infectés mais apparemment sains.

Trois techniques sont utilisées l'IFI, Electrosynérèse, Elisa.

B/1 Immunofluorescence indirect :

C'est la plus répandue (Quilici et coll. 1968). l'antigène figuré est habituellement constitué de promastigotes et le conjugué est une anti globuline Anti IgG.

La réaction sur amastigotes aurait une sensibilité moindre (Badaro et coll. 1983).

Les résultats seraient meilleurs avec les antigènes les plus proches de l'espèce sévissant dans la zone de contamination (Gradoni et coll. 1993).

Cette réaction est sensible, bien lisible et exige peu de sérums et d'antigènes.

Le seuil de positivité retenu par l'institut Pasteur d'Algérie est de 1/80. Lorsque la réaction d'IFI est positive les promastigotes présentent une fluorescence verte, le flagelle y est compris, quand la réaction est négative les promastigotes émettent une fluorescence rouge.

B/2 Electrosynérèse (ES) :

Elle repose sur la réaction entre un antigène soluble (à la fois somatique et métabolique) du promastigote et les anticorps du sérum puis sur la migration de ces complexes grâce à un courant électrique.

L'interprétation de la réaction repose sur la coloration et l'examen des arcs ainsi formés et de leurs comparaisons avec les arcs d'un sérum témoin. La spécificité de cette technique est relativement bonne. On note pourtant parfois des arcs isolés qui peuvent signer un début d'infection mais qui n'ont le plus souvent aucun rapport avec une leishmaniose (maladie auto-

immune ou hyper gamma globulinémie) sa sensibilité est satisfaisante, elle se positive à peu près en même temps que la réaction d'IFI, tout en présentant une meilleure dynamique.

Elle semble donc la méthode de choix pour compléter l'IFI dans le diagnostic courant ou le dépistage systématique (Gibert. 2000).

B/3 Elisa :

Elle utilise un antigène soluble et permet le titrage des anticorps du sérum grâce à des mesures de densité optique, converties en unités par référence avec un sérum *leishmania infantum*.

Le principe de cette réaction est le suivant : L'antigène est fixé sur la paroi interne d'un tube polystyrène, les anticorps s'ils existent dans le sérum testé se fixent sur l'antigène, les anti gamma globulines, marqués par une enzyme, se fixent sur le complexe antigène anticorps, il suffit alors de mettre l'enzyme en évidence en introduisant un substrat révélateur de l'enzyme. Une réaction positive se traduit par une réaction colorée apparaissant après ajout du substrat révélateur. Ce phénomène peut être observé à l'œil nu et quantifié au spectrophotomètre. Les avantages de la réaction Elisa sont :

- une automatisation facile.
- Des titrages en grandes séries.
- Une lecture automatique au spectrophotomètre.
- Une bonne reproductibilité en grande sensibilité.

Cependant sa mise au point est délicate et son utilisation est réservée au laboratoire méritant la technique (Groulade. 1988).

B/4 La Formo-Leuco-Gélification (F.L.G) :

Cette méthode consiste à associer 1ml de sérum à tester et 2 gouttes de formol, la réaction est positive si une gélification et une opalescence du prélèvement sont observées en moins d'une heure.

La gélification indique une augmentation du taux des globulines et une diminution de l'albumine.

L'opalescence indique une augmentation des euglobulines.

La fiabilité de cette méthode n'est pas absolue, elle est utilisée dans le cadre d'un diagnostic d'orientation.

B/5 Hémagglutination indirecte :

Consiste à mettre en contact des dilutions croissantes de sérums et des globules rouges sensibilisés par un antigène leishmanien, le complexe antigène-anticorps formé se traduit par un tapis d'Hémagglutination. La formation d'un sédiment traduit une réponse négative, cette technique est peu utilisée en raison de son défaut de sensibilité et de spécificité.

L'agglutination directe sur promastigotes fixés et trypsinés (DAT) : Elle consiste à mettre en contact des dilutions successives de sérums avec des formes promastigotes de leishmanies trypsinées et colorées au bleu d'Evans ou au bleu de Coomassie. La présence d'anticorps positive la réaction qui se traduit par un tapis d'agglutination.

Frank et al (1986), la trouvent aussi sensible que l'IFI et d'une spécificité satisfaisante, cette technique a été proposée comme moyen de dépistage de la leishmaniose canine en lui trouvant un concordance de 99.06 % avec l'IFI (Bachi.2001).

B/6 Le test au latex :

Les billes de latex sensibilisées par l'antigène leishmanien sont utilisées et mises en contact avec le sérum à dépister.

Une agglutination visible à l'œil nu témoigne d'une réponse positive, des études épidémiologiques menées par (Dereure et al. 1998) dans plusieurs pays dont l'Algérie ont permis de mettre au point et d'utiliser ce test en concluant de sa haute sensibilité.

B/7 Western Blot (WB) :

La réponse immunitaire humorale au cours de la leishmaniose viscérale est détectée en routine par des techniques immunologiques telle que l'IFI, Elisa qui sont sensibles et spécifiques. La technique de Western Blot ou immuno empreinte répond à ces deux critères.

Le WB a pour principe l'obtention de protéines transférées afin de les incuber avec les immuno globulines marqués à phosphatase alcaline.

La révélation du ligand immuno enzymatique se fait par l'addition du substrat spécifique de l'enzyme.

C/ Les signes biologiques :

Les examens biologiques sanguins (formule, numération, bilan biochimique rénal, électrophorèse des protéines sériques) sans avoir une valeur de diagnostic spécifique permettent de dresser un bilan de l'état du sujet. On constate :

- ⇒ Une augmentation des protéines totales : elle est constante et considérable (80 à 130g/l au lieu de 70g/l). Elle est surtout liée à une élévation des gamma globulines avec une stimulation exagérée de l'immunité à médiation humorale de l'animal.
- ⇒ Une diminution de l'albumine qui est fréquente et qui peut atteindre 30 à 40% (Giauffret 1976) dans les formes récentes de la leishmaniose, elle est probablement liée à une atteinte rénale provoquant la fuite de l'albumine dans les urines.
- ⇒ Une modification des globulines bêta (β) et gamma (γ) qui sont particulières à la leishmaniose (Groulade 1988), elles se présentent sous trois aspects selon que la maladie est récente (moins de trois mois), ancienne (trois à six mois), très ancienne (plus de six mois). Dans 7% des cas l'aspect est celui d'une inflammation chronique et l'on obtient des courbes atypiques.
- ⇒ Une modification des globulines alpha2 (α_2) qui se traduit par un pic, avec ou sans augmentation, elle est caractéristique d'une complication de la maladie. Quand le sommet du pic alpha2 (α_2) atteint ou dépasse 2/3 de la hauteur de l'albumine, l'existence d'un foyer de nécrose est presque certain, la persistance de ce pic ou sa réapparition est l'indication d'un état de guérison instable.
- ⇒ La formule de numération sanguine qui peut mettre en évidence une anémie et une thrombopénie. Les numérations et formules leucocytaires peuvent présenter des variations contradictoires, ainsi au début de la maladie une leucocytose est marquée mais pour une affection plus ancienne, et laisse place à une leucopénie, conséquence d'une lymphopénie, la triade classique retrouvée chez l'homme associant anémie, leucopénie, thrombopénie n'est pas caractéristique chez le chien.

⇒ Et en fin pour La fonction rénale, l'azotémie et la créatinémie sont souvent supérieures à la normale, 20% des chiens ont à la fois une azotémie et une protéinurie importante avec créatinine normale, ce qui peut être un signe d'appel en faveur d'une leishmaniose.

Il semblerait que la créatinine tarde à augmenter en raison de la fonte musculaire importante chez les chiens leishmaniens (Cabassu 1988).

Le dosage de l'urée et de la créatine n'a pas en lui-même de valeur diagnostique, mais un résultat défavorable doit être pris en compte dans l'instauration du traitement et suivi au cours de l'évolution de la maladie

IV-7 Traitement :

Depuis quelques années diverses molécules, selon des protocoles différents, ont été utilisées chez le chien avec des succès variables.

IV-7-1 Traitement spécifique :

Quelques molécules sont avérées efficaces en matière de leishmaniose canine :

➤ Antimoniote de meglumine (GlucantimeND) :

Dérivé pentavalent de l'antimoine, certains laboratoires conseillent une dose de 200 à 300 mg/Kg toutes les 48 heures par les voies sous cutanées , intra musculaires, intra péritonéale ou intra veineuse en série de 15 à 20 injections. Du fait d'une certaine stibio- intolérance (troubles digestifs, torpeur, douleurs musculaires et articulaires), pour ne pas dire d'une néphrotoxicité (troubles rénaux, pancréatiques et cardiaques),il est conseillé de commencer avec une dose réduite de moitié pour les premières injections, puis d'augmenter progressivement les doses.

Divers études cliniques et pharmacologiques ont permis dorénavant de modifier certaines données (Belloci c et coll., Slappendel R.J et Teske E, Valladares J.E et coll.)

-La demie vie de la molécule est de 20 minutes après une administration intra veineuse, 42 minutes pour la voie intra musculaire et 120 minutes pour la voie sous- cutanée.

-La dose quotidienne optimale (ayant démontrée une efficacité) est de 100mg/Kg, pouvant être fractionnée en 2 (50mg/Kg matin et soir).

-La durée d'administration doit être de 20 jours au minimum (voire 30 jours), soit de façon continue, soit 2 cures 10 jours séparées par une pose de 10 jours.

Tout ceci concourt à retenir le protocole suivant : administration quotidienne par la voie sous cutanée de 100 mg/Kg durant une Période de 20 jours au minimum, les critères d'efficacité semblent être d'avantage la diffusion étalée, constante du produit dans l'organisme sans induire l'apparition de périodes au cours desquelles le parasite aurait la faculté de se multiplier

(Belloci et coll., Slappendel R.J et Teske E.; Valladares J.E et coll.,)

➤ **La pentamidine** : (LomidineND) :

Est utilisée par la voie intra musculaire profonde à la dose de 4 mg/Kg toutes les 48 heures, sa toxicité n'est pas négligeable : locale d'abord (nécrose importante entraînant une perte massive de la peau et du tissu conjonctif sous cutané : abcès froid douloureux), puis rénale, cardiaque et pancréatique (hypoglycémie précoce réversible puis hyperglycémie tardive irréversible).

Aucune étude n'a démontrée une efficacité supérieure au glucantime, y compris en association avec lui.

➤ **Amphotéricine B** :

N'a pas d'AMM chez le chien, cet antibiotique se fixe de façon irréversible à l'ergostérol constitutif de la membrane du parasite, altérant ainsi les fonctions de perméabilité de celle-ci provoquant par fuite de potassium intracellulaire la mort du parasite, cette molécule est douée de propriété immunostimulante (activation des macrophages et des monocytes, des phénomènes oxydatifs et de sécrétion de certaines interleukines).

Chez le chien l'Amphotéricine B peut être utilisée de deux façons, soit par la voie intraveineuse stricte, à raison de 0.5 à 0.8 mg/kg injectée en 5 à 30 secondes, 2 à 3 fois par semaine jusqu'à une dose de 10 à 15 mg/kg soit par la voie orale sous la forme liposoluble, présentation permettant une meilleure efficacité à une dose moindre.

L'Amphotéricine B présente une néphrotoxicité importante (vasoconstriction entraînant une diminution de la perfusion rénale et de la filtration glomérulaire).

➤ Les quinolones :

Sont des composés organiques artificiels dérivés de la quinolone, ces substances sont bactéricides et accessoirement leishmanicides.

L'enrofloxacin (BaytrilND), à la dose de 10 mg/kg par jour par voie orale a montré une certaine efficacité chez l'homme. Les autres quinolones (marbofloxacin) à une AMM chez le chien, la néphrotoxicité est absente pour ces produits.

➤ L'allopurinol :

Exerce un effet en prenant la place des bases nécessaires à la survie des leishmanies et empêche ainsi la synthèse d'un ARN normal. La dose leishmanio-statique chez le chien est de 15 mg/kg par voie orale, deux fois par jour (Alvar J. 1994). Aucun effet toxique n'a été enregistré chez le chien à ces doses (Alvar et coll. 1997).

IV-7-2 Le traitement adjuvant :**A/ Traitement oculaire :**

Il est fondé sur l'utilisation de solutions et de pommades ophtalmiques anti-inflammatoires voire d'injection sous conjonctivale de corticoïdes retardés ce traitement est important car les symptômes oculaires de cette maladie sont douloureux (kératite et uvéite), rétro-cèdent mal au traitement classique et peuvent évoluer vers la cécité.

B/ Les substances hypoazotémiantes :

Utilisées pour prévenir l'insuffisance rénale et protéger les reins pendant le traitement.

C/ Les toniques généraux : Vitamines A, C, E...etc.**D/ Shampoings et lotions : Kératolytiques et antiseptiques selon les symptômes cutanés observés****IV-7-3 Traitement non spécifique :**

Il est parfois nécessaire en vue de l'insuffisance rénale de prononcer de retarder le traitement spécifique et de privilégier une réanimation rénale : perfusion, utilisation de

corticoïdes non retardés en vue de diminuer la formation des CIC (complexes immuns circulants) et les lésions induites (Prednisone à 1mg/kg par voie orale durant 4 à 5 jours) (revue médicale Vet. 2000).

IV-8 Prophylaxie :

IV-8-1 Mesures sanitaires

IV-8-1-1 Lutte contre les réservoirs :

Les chiens constituent le principal réservoir domestique et le dépistage de masse repose sur la sérologie, en cas de positivité les chiens doivent être abattus, cette lutte concerne également les chiens errants.

Les rongeurs sont repérés ainsi que leurs terriers, pour faire face la destruction des terriers par un labourage profond ou l'usage d'appâts empoisonnés est la meilleure solution.

IV-8-1-2 Lutte contre les vecteurs :

- Utilisation des insecticides : Il faut pulvériser à intervalles étudiés et à des endroits choisis en fonction des habitudes du vecteur.
- Modification de l'environnement : Il faudra éliminer les décombres et les ordures, détruire les terriers des rongeurs et urbaniser les quartiers périphériques des villes.
- Protection individuelles : L'emploi de moustiquaires imprégnées d'insecticides ou de répulsifs (DEET).

Pour éviter qu'un chien sain ne soit contaminé par la piqûre d'un phlébotome porteur du parasite, il serait souhaitable de limiter les promenades nocturnes du chien.

Des études récentes montrent que les insecticides de la famille des pyrethrénoïdes assurent une meilleure protection contre la leishmaniose, il s'agit de :

Périméthrine En spray (douwinND) :

Qui assure une protection efficace contre la piqûre de phlébotomus perniciosus (Ascher. 1997)

Les colliers à base de delta méthrine (ScaliborND) qui selon les expériences effectuées ont protégés 96% des chiens des piqûres de phlébotomes pendant une période allant jusqu'à 8 mois (Kilick kendrick et Al. 1997).

IV-8-2 La vaccination :

La vaccination comme méthode de prévention des leishmanioses a été très tôt envisagée elle a été tentée à divers reprises en utilisant soit des suspensions phénolées de promastigotes de culture, soit l'inoculation de souches virulentes (*Leishmania major*).

Il s'agit toujours d'un vaccin vivant préparé à partir de promastigotes virulentes. Les scientifiques se tournent vers l'immunothérapie, ceci face à la toxicité du traitement chimique de la leishmaniose (Mareau et Al. 1994).

L'atteinte leishmanienne se traduit suivant la localisation des parasites par des tableaux cliniques différents :

V-1 La leishmaniose viscérale :

Les leishmanies responsables de cette forme sont des parasites des macrophages, de la rate, du foie et autres organes lymphoïdes.

Elle sévit principalement dans le nord du pays (notamment en Kabylie) mais il existe un petit foyer à Biskra.

Elle est due à *leishmania infantum* et retrouvée exclusivement au niveau des étages bioclimatiques subhumides et semi arides supérieurs du nord de l'Algérie. *Phlebotomus perniciosus* est le vecteur le plus souvent retrouvé.

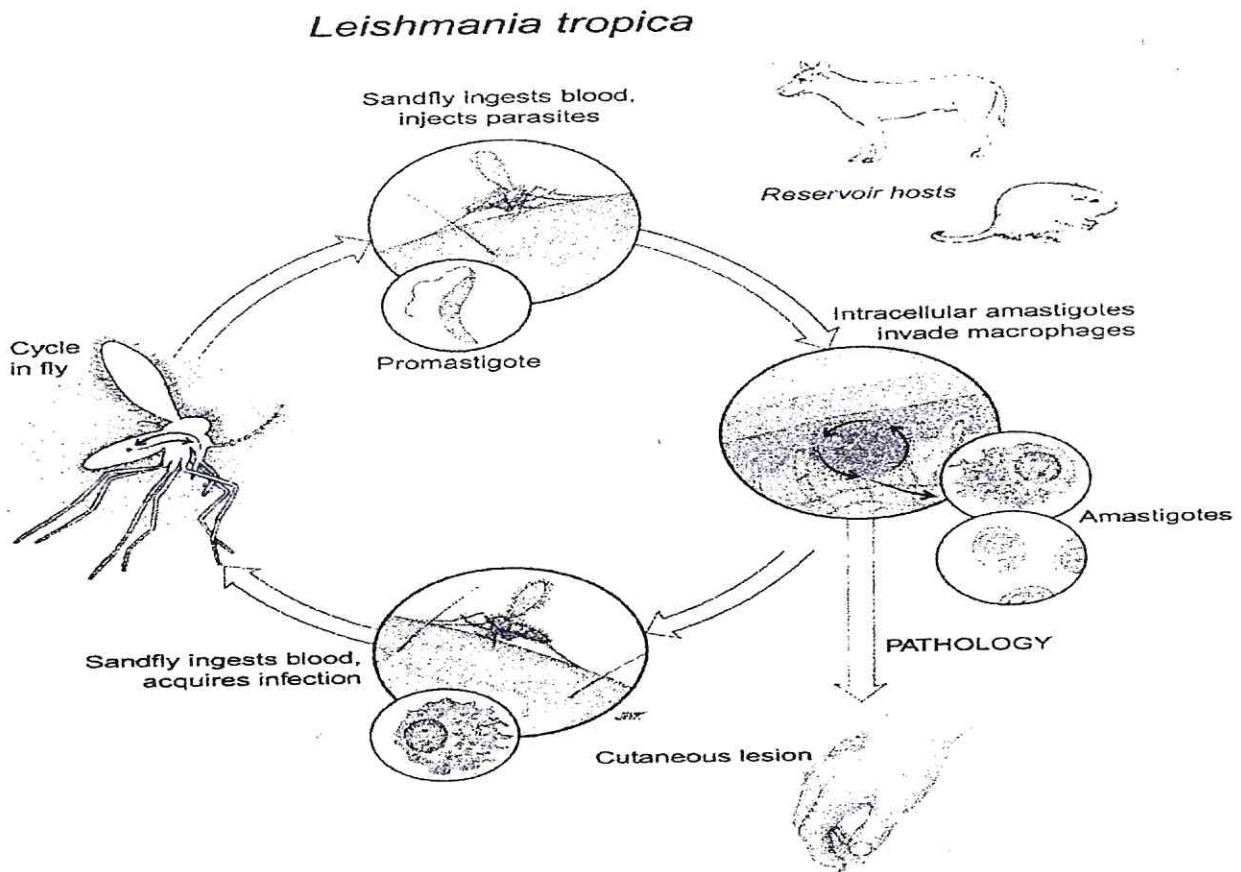


Fig 10 : cycle évolutif de leishmania tropica (Vet_News_3)

La leishmaniose viscérale se caractérise cliniquement par :

-Une incubation dont la durée est difficile à déterminer, en moyenne de trois à six mois .Le début de la maladie est associé parfois à des vomissements, diarrhées, éruptions cutanées et céphalées (Deniau et Al 1999), à la phase d'état apparaissant en quelques semaines on observe :

- Une fièvre élevée, irrégulière (fièvre folle)
- Une anémie avec leucopénie très marquée,une neutropénie .
- Une asthénie.
- Une splénomégalie : hypertrophie de la rate s'accompagne d'amaigrissement.

D'autres symptômes moins fréquents peuvent apparaître tels que : Une hépatomégalie, des polyadénopathies axillaires, cervicales et inguinales, les ganglions sont durs, mobiles et indolores.



Fig 11 : Une hépatosplénomégalie due à une infection à *Leishmania infantum* (Med stat.med.utah.edu/parasitology/ido noim .html)

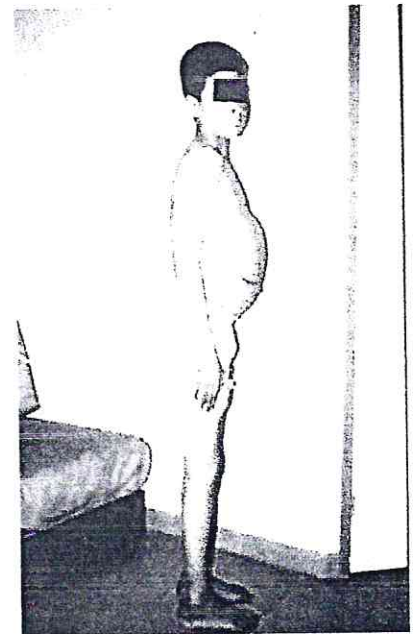


Fig 12 : Aspect clinique d'un enfant atteint de la leishmaniose viscérale. (www.uvp5.univ-paris5.fr)

V-2 La leishmaniose cutanée :

Les espèces couramment dermatotropes sont représentées dans l'ancien monde par : *L.major*, *L.tropica*, *L.aethiopica*, *L.arabica*, *L.gerbili*.

Dans le nouveau monde on a *L.braziliensis*, *L.mexicana* et *L.lainsoni*.

On a deux formes différentes :

V-2-1 La forme sèche :

Appelée aussi : « Bouton d'orient », « clou de Biskra », « Bouton d'Alep » ou « Oriental sore », elle est due à *leishmania tropica*, elle cause une ulcération sèche le plus souvent unique survenant à l'endroit de la piqûre et guérissant spontanément. La localisation et le nombre des lésions dépendra donc des endroits et de la superficie exposée, on peut observer jusqu'à 40 lésions simultanées chez le même individu (chacune se développant à l'endroit d'une piqûre infectante, l'évolution peut s'étaler sur une même période allant d'une semaine à un mois, elle aboutit à la guérison laissant une cicatrice inesthétique ou passe à la chronicité (lésions continuellement inflammatoires).

La forme due à *L.infantum* est toujours bénigne, elle est transmise principalement par *phlébotomus perfiliew*, mais il est possible qu'un chien infecté puisse servir de réservoir (Vet.News3.com).

V-2-2 La forme humide :

Due à *leishmania major* qui est responsable d'une lésion humide plus rapide d'évolution, ayant tendance à métastaser le long des trajets lymphatiques ou à récidiver, c'est un granulome exsudèrent avec surface exsudative (Vet.News3.com).



Fig 13 : Lésions cutanées due à *L.major*

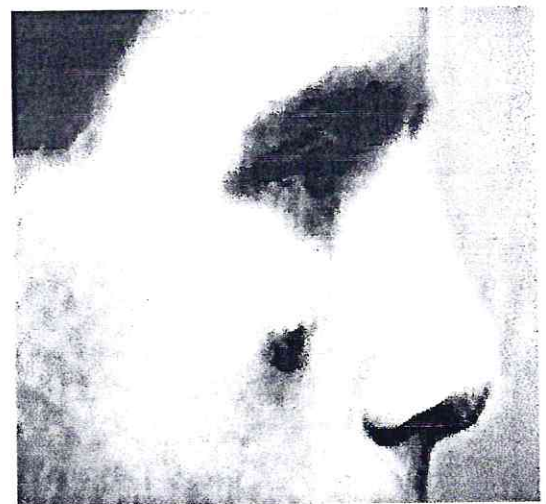


Fig 14 : lésion de la face due à *L.major*

(www.infektionsbiologie.ch/.../steckbrief_leish.html).

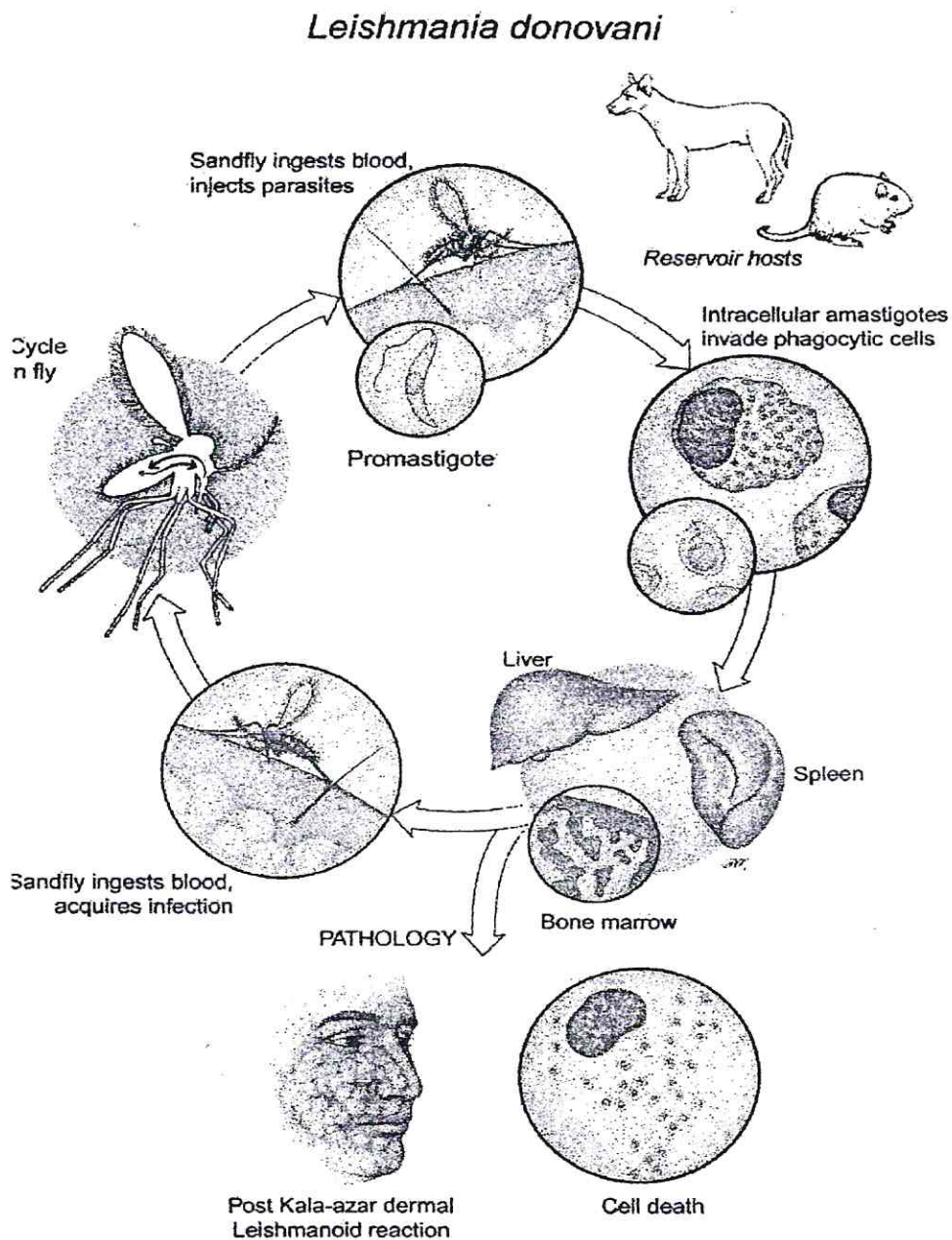


Fig15 : cycle évolutif de leishmania donovani (Vet_News_3)

V-3 Leishmaniose cutané- muqueuse : Ou Espundia (Escomel. 1911),

C'est une entité nosologique particulière à l'Amérique du Sud et Centrale elle est due à *L.braziliensis*. Elle s'agit d'une zoonose sylvatique dont le réservoir sauvage demeure inconnu (Marsden. 1986). Ses lésions prennent une extension souvent considérable, elle peuvent être ulcératives ou non ulcératives. Elle aboutissent à une destruction plus ou moins complète des lèvres, du nez et du carrefour nasopharyngien, le patient peut mourir de surinfections, de troubles graves de déglutition et de la respiration, c'est cette situation qui décrit le terme Espundia. Les lésions non ulcératives sont des polypes et des granulomes accompagnés d'œdèmes et de fibroses provoquant des obstructions des voies respiratoires supérieures et des déformations du faciès (Marsden et coll. 1984).



Fig 16 : Espundia (www.uvp5.univ-paris5.fr)

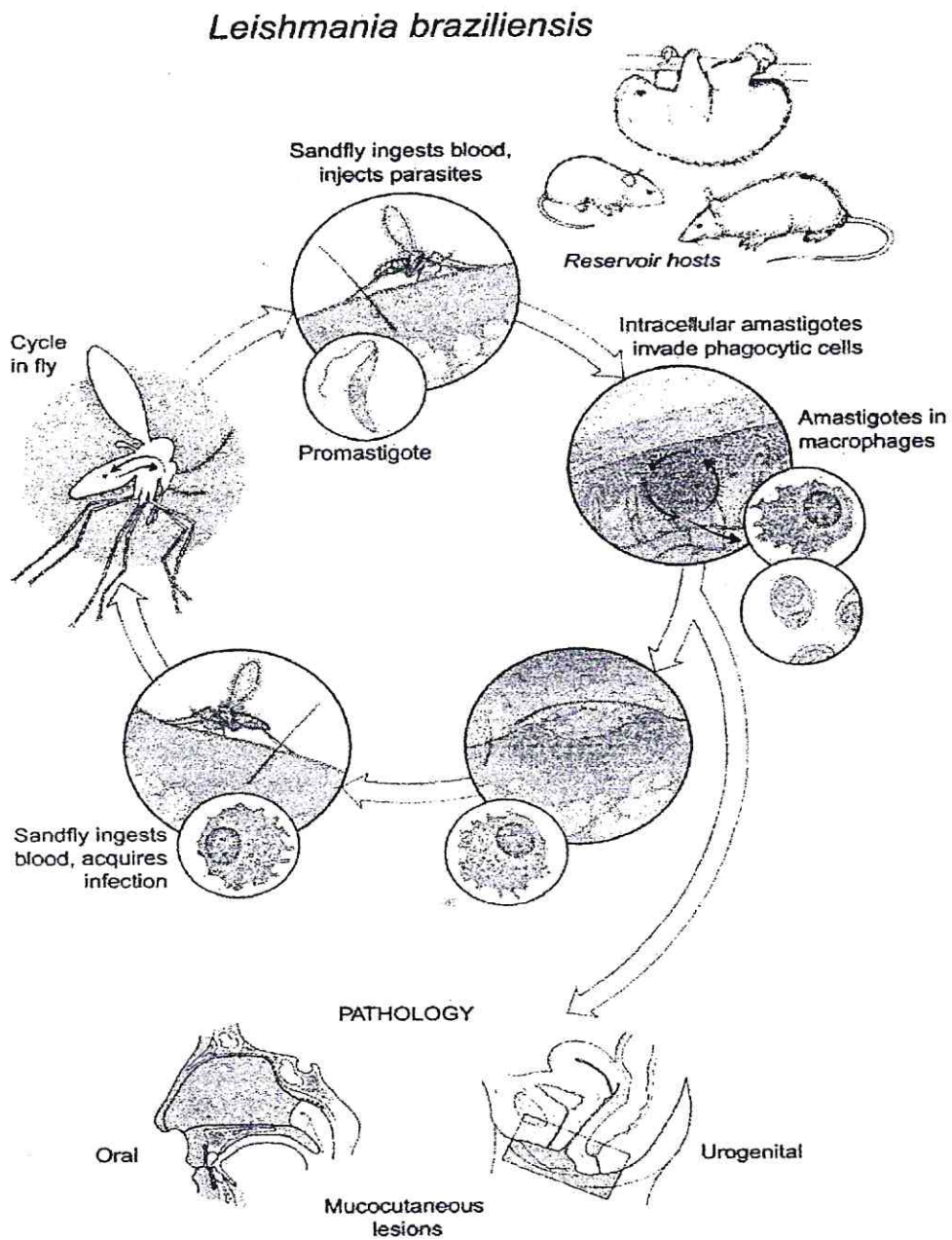


Fig 17 : cycle évolutif de leishmania braziliensis (Vet_News_3)

La partie expérimentale de notre travail consiste en une enquête épidémiologique rétrospective basée sur l'étude des cas de la leishmaniose canine dans la région centre.

Le travail s'est réalisé sur des sérums de chiens, cela concerne un effectif de 298 sérums parvenus de quatre wilayas (Tizi Ouzou, Bejaia, Bouira et M'sila) ; les prélèvements sont analysés au laboratoire régionale de DBK (Drâa Ben Kheda).

I Matériels :

I-1 Appareils :

- Une centrifugeuse ;
- Un congélateur (température à -20°C) ;
- Un microscope à UV ;
- Une haute ;
- Un agitateur (vortex) ;
- Une étuve (37°C) ;
- Une balance ;
- Un séchoir.

I-2 Produits et réactifs :

- Un conjugué marqué à la fluorescéine ;
- Une solution au bleu d'EVANS diluée à 1/10 000
- L'acétone ;
- La glycérine tamponnée ;
- PBS (Phosphate Buffer Saline) ;
- Les sérums témoins positifs, négatifs et les sérums à tester ;
- L'alcool iodé.

I-3 Autres :

- Tubes à essais ;
- Seringue à 5 CC ;
- Coton ;

- Pipettes PASTEUR et micropipettes ;
- Lames de moins de 1mm d'épaisseur avec trois rangées de 6 spots avec antigène ;
- Cristalliseur ou chambre humide ;
- Bac à lavage ;
- Lamelles.

II- Méthodes :

II-1 Prélèvement :

Après la contention du chien par une muselière :

- ⇒ Placer un garrot sur l'un des membres antérieurs ;
- ⇒ Désinfecter l'endroit du prélèvement par un antiseptique (Alcool) ;
- ⇒ Piquer et aspirer du sang à l'aide d'une seringue jetable de 5 CC à partir de la veine radiale ;
- ⇒ Mettre les tubes à essais qui sont remplis de sang prélevé dans une glacière (+4C°)

Ils sont ensuite acheminés au laboratoire de DBK accompagnés de fiche de renseignement portant l'adresse du propriétaire, le signalement du chien (Race, sexe, âge... etc.), la nature du prélèvement (sang, sérum, ponction ganglionnaire... etc.), la date du prélèvement et la nature de l'examen demandé (suspicion de la leishmaniose).

II-2 Technique de diagnostic :

La technique utilisée pour le dépistage des sérums est l'immunofluorescence indirecte qui est basée sur la réaction Ag-Ac révélée par un réactif sous la lumière UV, l'antigène figuré est constitué de promastigotes qui se fixent sur des anticorps spécifiques et cette réaction est révélée par l'addition d'anti-immunoglobuline marqué de fluorescéine (Rousset, 1995). Le diagnostic sérologique de la leishmaniose comprend plusieurs étapes :

II-2-1 Préparation de l'antigène :

- Faire sortir les lames sensibilisées du congélateur ;
- Séchage ;
- Fixer à l'acétone pendant 10 minutes ;

➤ Séchage.

II-2-2 Préparation des dilutions :

- Placer sur un portoir les sérums à tester; un sérum positif et un autre négatif ;
- Placer une rangée de trois tubes derrière chaque sérum à tester et un tube derrière les témoins ;
- Mettre 1,9 ml de PBS (pH 7,2) dans chaque tube de la première rangée ;
- Mettre 0,5 ml de PBS (pH 7,2) dans les autres tubes ;
- Ajouter 0,1 ml de sérum à tester dans chacun des tubes de la première rangée et on obtient une dilution de 1/20 ;
- Transvaser 0,5 ml du premier tube au deuxième et du deuxième au troisième, on aura donc respectivement les dilution suivantes : 1/20, 1/40, 1/80.

NB : Pour les sérums témoins une seule dilution est égale à 1/20.

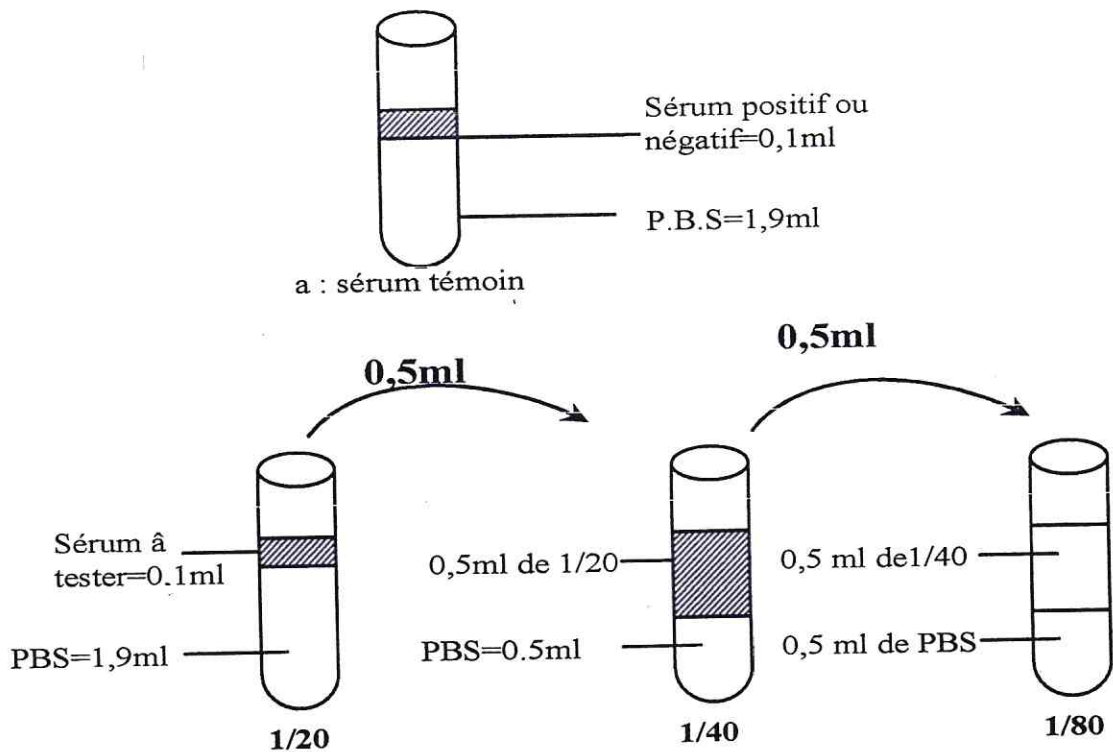
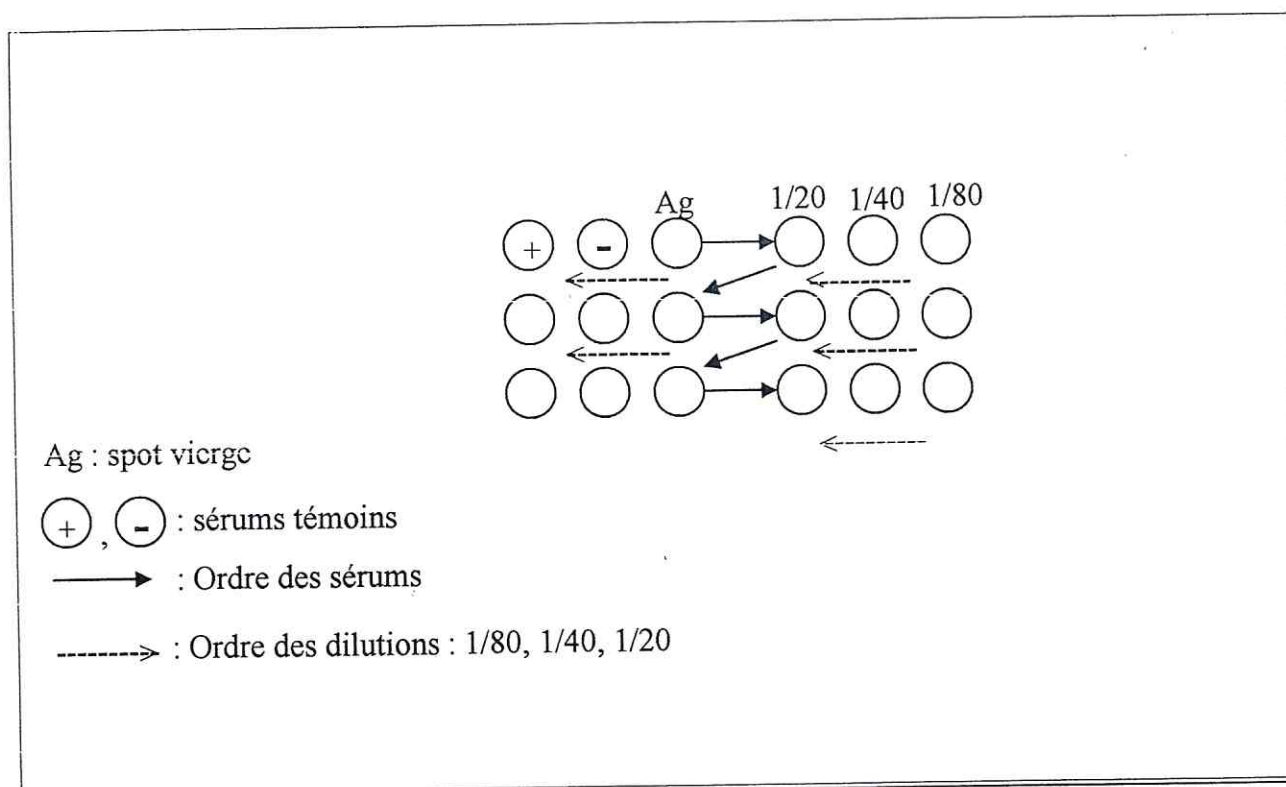


Fig 18 : Préparation des dilutions

II-2-3 Le contact sérum antigène :

- Déposer une goutte de sérum positif et une autre du sérum négatif qui sont dilués à 1/20 dans le premier spot ;
- Déposer une goutte de sérum à tester dans chaque spots, les dilutions en commençant par la plus forte 1/80 et en allant de droite à gauche ;
- La lame est déposée dans une chambre humide ;
- Incubation à 37C° pendant 30 minutes ;
- Lavage au PBS (pH=7,2) et jet de pissette puis bain de 5 minutes ;
- Séchage (étuve ventilée, séchoir).

**Fig 19 : Contact Sérum-antigène****II-2-4 Le contact avec l'antigène fluorescent :**

- Diluer l'anti-immunoglobuline au 1/100 pour le chien ;
- Diluer l'anti-immunoglobuline au 1/30 pour l'homme ;
- Déposer une goutte de l'anti-immunoglobuline fluorescent dans chaque spot ;

- Incubation à 37C° pendant 30 minutes ;
- Lavage au PBS (pH=7,2) pendant 5 minutes ;
- Séchage.

II-2-5 Coloration au bleu d'EVANS :

- Diluer au 1/10000 (bleu d'EVANS).
- Déposer une goutte par spots.
- Incubation à 37C° pendant 20 minutes.
- Lavage au PBS, bain de 5 minutes.
- Séchage.
- Poser trois gouttes de glycérine tamponnée.
- Poser la lamelle.
- Faire la lecture au microscope à épifluorescence.

II-3 La culture : C'est un procédé sensible permettant le diagnostic de la leishmaniose.

II-3-1 Préparation du milieu NNN (Novy Nicole Neal) :

La préparation se fait dans une casserole réservée à cet usage .On procède à la préparation par un mélange de :

- 10 grammes de Bacto-Agar-Difco,
 - 6 gr de Na Cl,
 - 1 litre d'eau distillée.
- Verser dans la casserole contenant l'eau distillée le Na Cl, puis ajouter le Bacto-Agar-Difco ;
 - Le mélange est soumis à une agitation constante jusqu'à dissolution complète ;
 - Laisser bouillir pendant 5 minutes puis distribuer dans des tubes à essais 8 ml de gélose.

Après avoir stérilisé les tubes à l'aide d'autoclave (120C° pendant 20 minutes), la conservation se fait au réfrigérateur à 4C°.

II-3-1-1 Sang du lapin :

Il est obtenu par ponction cardiaque, la technique est la suivante :

- Prendre un lapin adulte et en bonne santé, le placer sur le dos et raser les poils thoraciques ;
- Désinfecter la peau avec l'alcool ;
- Piquer à l'aide d'une aiguille stérile et aspirer 30 à 40 ml de sang ;
- Fermer puis agiter le flacon d'un mouvement circulaire pour mélanger l'anticoagulant avec le sang
- Conserver le sang à la température ambiante (4C°).

II-3-1-2 Mélange sang-gélose :

- La gélose est liquéfiée en portant les tubes dans un bain marie à 45C° ;
- Le sang est incorporé à la gélose dans des conditions stériles (1ml de sang dans chaque tube contenant 8 ml de gélose) ;
- Après homogénéisation, les tubes sont refroidis en position inclinée ;
- Après la prise de la gélose (3-6 heures), placer des tubes témoins en position redressée à la température de 37C° pendant 24 heures pour contrôler la stérilité du milieu ;
- La conservation se fait au réfrigérateur à 4C° pendant 3-4 semaines.

II-3-1-3 L'isolement des leishmanies chez le chien :

On fait souvent une ponction des ganglions lymphatiques qui sont généralement parasites en cas de leishmaniose, la technique est la suivante :

- Après une bonne contention du chien, raser les poils au niveau du ganglion puis désinfecter ;
- Immobiliser le ganglion en le saisissant entre le pouce et l'index ;
- Ponctionner avec une aiguille de 50 mm fixée à une seringue contenant 1ml de solution saline plus antibiotique ;
- Tirer le piston de la seringue sans lâcher le ganglion et retirer l'aiguille ;
- Replonger l'aiguille dans une direction de façon à explorer toutes les parties du ganglion ;
- Le contenu de la seringue est utilisé pour ensemer le milieu de culture.

II-3-1-4 Le repiquage :

Il se fait d'une façon régulière après chaque contrôle microscopique tous les 15 jours. Ceci est nécessaire pour l'entretien des parasites en milieu de culture. Au préalable, il faut stériliser la haute en allumant les UV avant la manipulation puis :

- Réchauffer les tubes vides et l'eau physiologique à l'étuve avant l'emploi ;
- Faire sortir les tubesensemencés de l'étuve (24C°), les mettre dans la haute ;
- Contrôler les souchesensemencées entre lames et lamelles et observation au microscope ;
- Noter la richesse en leishmanies et éliminer les tubes contaminés par les champignons et les bactéries.

Une fois le contrôle est fait, les tubes à repiquer doivent être identifiés. La procédure est la suivante :

- Ajouter 1ml d'eau physiologique dans chaque tubeensemencé et contrôlé ;
- Prélever 1ml de suspension du milieuensemencé et contrôlé et onensemence 3 autres tubes ;
- On rajoute quelques gouttes d'eau physiologique dans chaque tubeensemencé ;
- Identifier les tubes et les remettre dans leur portoir et les placer à l'étuve à 20C°.

Le prochain contrôle et repiquage se fait tous les 15 jours.

NB : L'opération de repiquage doit s'effectuer dans la haute et devant une flamme.

II-3-2 Autres milieux de culture :

En plus du milieu NNN, d'autres milieux peuvent être utilisés :

II-3-2-1 Milieu C.C.S (cœur-cerveau- sang) :

On mélange à l'eau distillée (1litre) le bacto-agar-difco (5 gr) et le brain-heart (52 gr) puis on porte à ébullition jusqu'à dissolution complète.

- On repartit dans des boîtes de raux à raison de 10 cuillères à café.
- On ferme et on stérilise dans l'autoclave à 120C° pendant 20 minutes.

Après avoir liquéfié la gélose (C.C.S) dans un bain marie à 45C°, on ajoute 10ml de sang de lapin avec des citrates et des antibiotiques et on mélange puis on teste la stérilité du milieu en le plaçant à l'étuve à 37C° pendant 48 heures. La conservation se fait au frigo à +4C°.

II-3-2-2 Milieu blanc d'oeuf :

On mélange 40-50ml de blanc d'œuf avec deux cuillères à café (250000 UI) de pénicilline.

- On distribue 5 cuillères à café par tube auxquelles on rajoute 1ml d'urine humaine saine.
- On place le mélange en position inclinée comme pour le sérum de lapin, avec un peu d'eau que l'on fait chauffer jusqu'à ébullition.
- Une fois le blanc d'œuf est solidifié, la conservation se fait à 4C°.

III .Résultats :**III-1 Résultats de l'année 2003 :****Tableau III :** Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2003 dans les 4 wilayas du centre :

Wilayas	Nombre de prélèvements	Nombre de cas positifs	Pourcentage (%)
Tizi Ouzou	67 sérums	23	12,63%
M'sila	75 sérums	2	1.09%
Bouira	23 sérums	3	1.64%
Bejaia	17 sérums	6	3.29%
Total :	182 sérums	34	18,65%

Les résultats du test de l'IFI ont montré que sur les 182 sérums de chiens 34 sont positifs soit 18,65% répartis dans 4 wilayas du centre (Tizi Ouzou, Bouira, Bejaia, M'sila).

Cette répartition est représentée par le diagramme suivant :

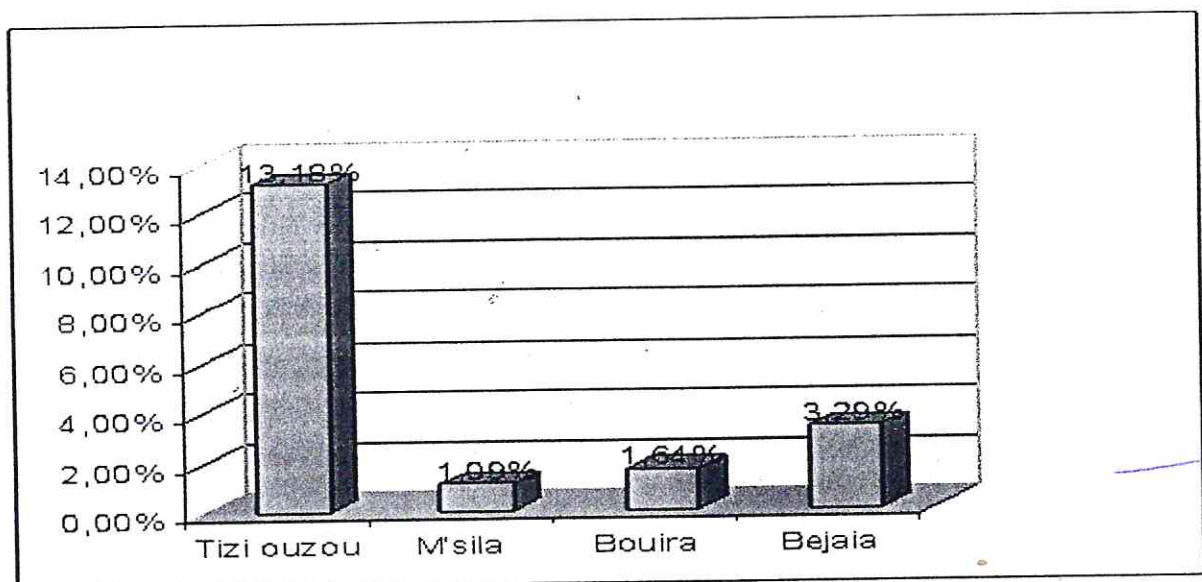


Fig 20 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'IFI de l'an 2003 dans les 4 wilayas Du centre.

Si on prend les wilayas séparément on aura les résultats suivants :

- ⇒ Pour la wilaya de Tizi Ouzou 23 cas positifs sur 67 sérums de chiens analysés, soit 34,32 %.
- ⇒ Pour la wilaya de M'sila, deux cas positifs sur 75 sérums de chiens analysés, soit 2.66 %.
- ⇒ Pour la wilaya de Bouira, trois cas positifs sur 23 sérums de chiens analysés, soit 13.04 %.
- ⇒ Pour la wilaya de Bejaia, 6 cas positifs sur 17 sérums de chiens analysés, soit 35.29 %.

Tableau IV : Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2003 selon le sexe :

Le sexe	Nombre de chiens prélevés	Nombre de cas positifs	Pourcentage (%)
Masculin	126	25	13.73%
Féminin	28	2	1.09%
Non indiqué	28	7	3.84%
total	182	34	18.66%

Les résultats du test de l'IFI ont montré que la répartition des cas positifs selon le sexe est de :

- ✓ 25 chiens séropositifs, soit 13,73%.
- ✓ 2 chiennes séropositives, soit 1,09%.

Ces résultats sont représentés par l'histogramme ci-dessous (Fig 21).

Si on prend les deux sexes séparément on aura :

- ⇒ 25 cas positifs sur 126 sérums de chiens analysés, soit 19.84 %.
- ⇒ Deux cas positifs sur 28 sérums de chiennes analysés, soit 7.14 %.

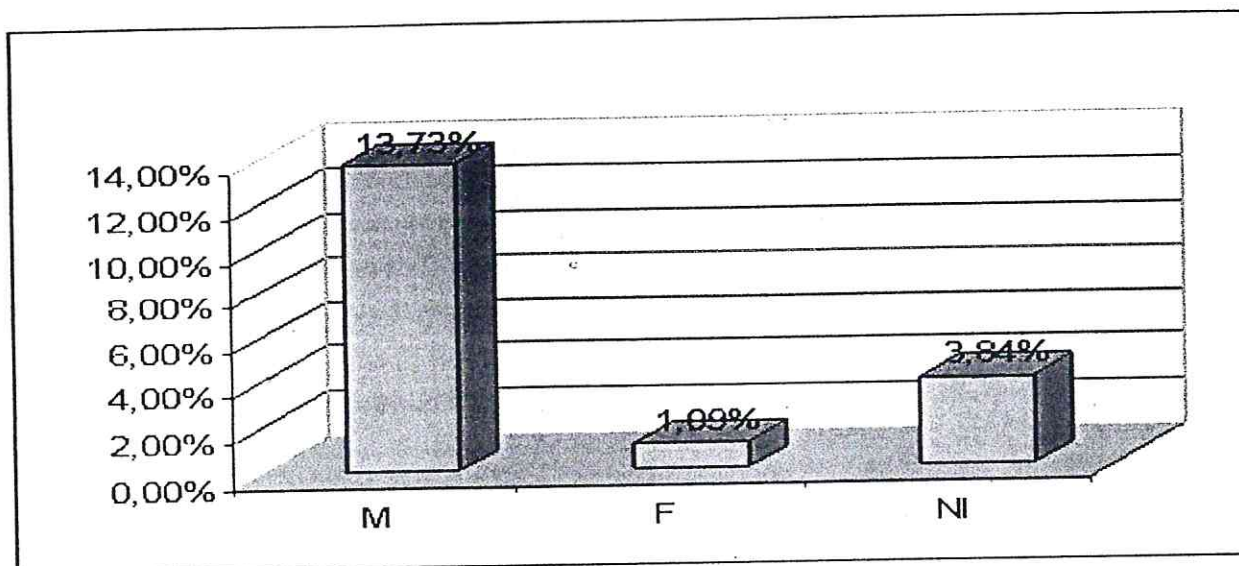


Fig 21 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'IFI de l'an 2003 selon le sexe.

Tableau V : Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2003 selon la race :

La Race	Nombre de chiens prélevés	Nombre de cas positifs	Pourcentages (%)
Berger allemand (B.A)	44	15	8.24%
Berger belge (B.B)	3	0	0.00%
Caniche (Can)	6	1	0.54%
Doberman (Dob)	4	4	2.19%
Pitt Bull (P.B)	3	3	1.64%
Rottweiler (Rot)	1	1	0.54%
Race locale (R.L)	70	5	2.74%
Sloughi (Sl)	13	0	0.00%
Non indiqué (NI)	38	5	2.74%
Total	182	34	18.63%

Les résultats de l'IFI ont montré que la répartition des cas positifs selon la race est de :

- ✓ 15 cas positifs, soit 8,24% sont de race Berger Allemand.

- ✓ 5 cas positifs, soit 2,74% sont de race locale.
- ✓ 3 cas positifs, soit 1.64 % sont de race Pitt bull.
- ✓ 1 cas positif, soit 0,54% est de race Caniche.
- ✓ 1 cas positif, soit 0,54% est de race Rottweiler.
- ✓ 5 cas positifs, soit 2,74% sont non indiqués.
- ✓ 4 cas positifs, soit 2,19% sont de race Doberman.

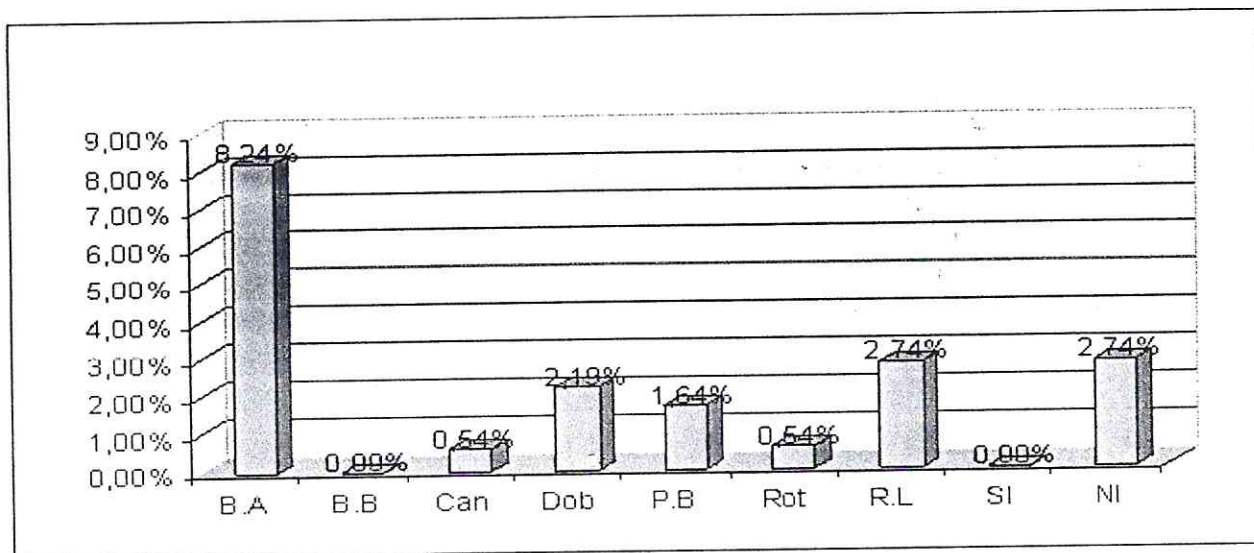


Fig 22 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'IFI de l'an 2003 selon la race.

Tableau VI : Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2003 selon l'âge :

Age	Nombre de chiens prélevés	Nombre de cas positifs	Pourcentages (%)
[2mois -3ans]	79	14	7.69%
[4ans -7ans]	49	11	6.04%
[8ans -15ans]	11	04	2.19%
Non indiqué	43	05	2.74%

Les résultats de l'IFI ont montré que la répartition des cas positifs selon l'âge :

- ✓ 14 cas positifs, soit 7,69% pour la tranche d'âge comprise entre deux mois et trois ans.

- ✓ 11 cas positifs, soit 6,04% pour la tranche d'âge comprise entre 4 et 7ans.
- ✓ 4 cas positifs, soit 2,19% pour la tranche d'âge entre 8 et 15 ans.
- ✓ 5 cas positifs, soit 2,74% pour les chiens dont l'âge n'a pas été indiqué.

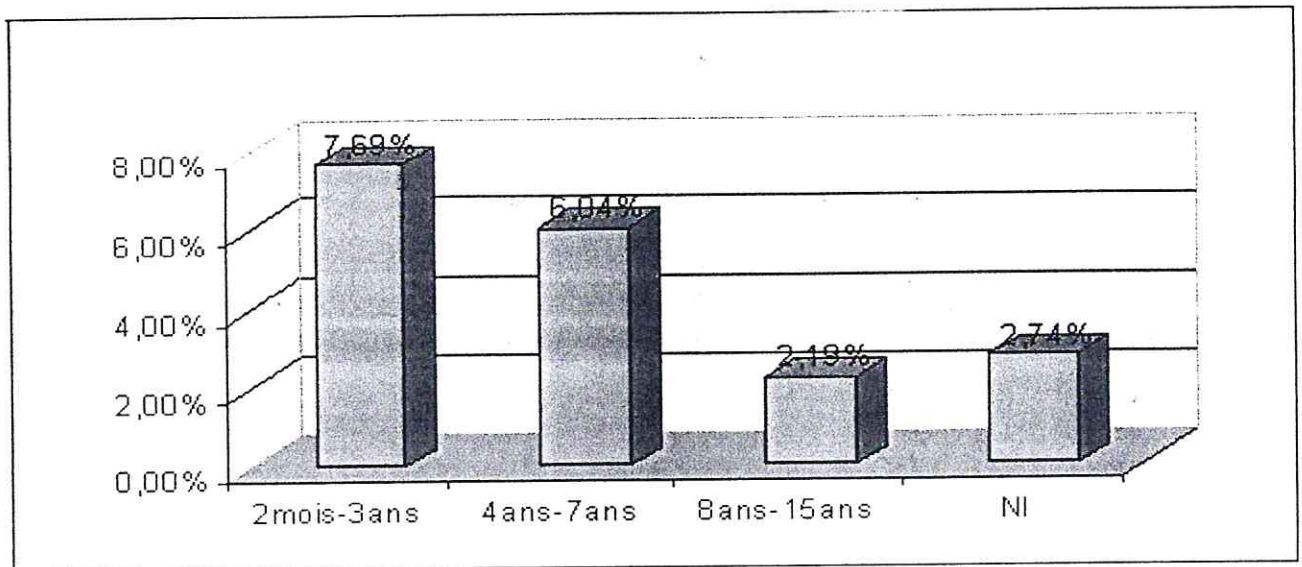


Fig 23 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'IFI de l'an 2003 selon l'âge

III.2. Résultats de l'année 2004 :

Tableau VII : Répartition des résultats de l'IFI de l'année 2004 dans les 4 wilayas du centre

Wilayas	Nombre de prélèvements	Nombre de cas positifs	Pourcentage (%)
Tizi Ouzou	23	16	30.76
M'sila	/	/	/
Bouira	26	01	01.92
Bejaia	03	01	01.92
Total	52	18	34.60

Les résultats de l'IFI de l'an 2004 ont montré que sur les 52 sérums de chiens 18 sont positifs soit 34,6% répartis dans les trois wilayas du centre (Tizi Ouzou, Bouira, Bejaia) avec un pourcentage de 30,76 pour la wilaya de Tizi Ouzou et 1,92 pour les wilayas : Bouira et Bejaia.

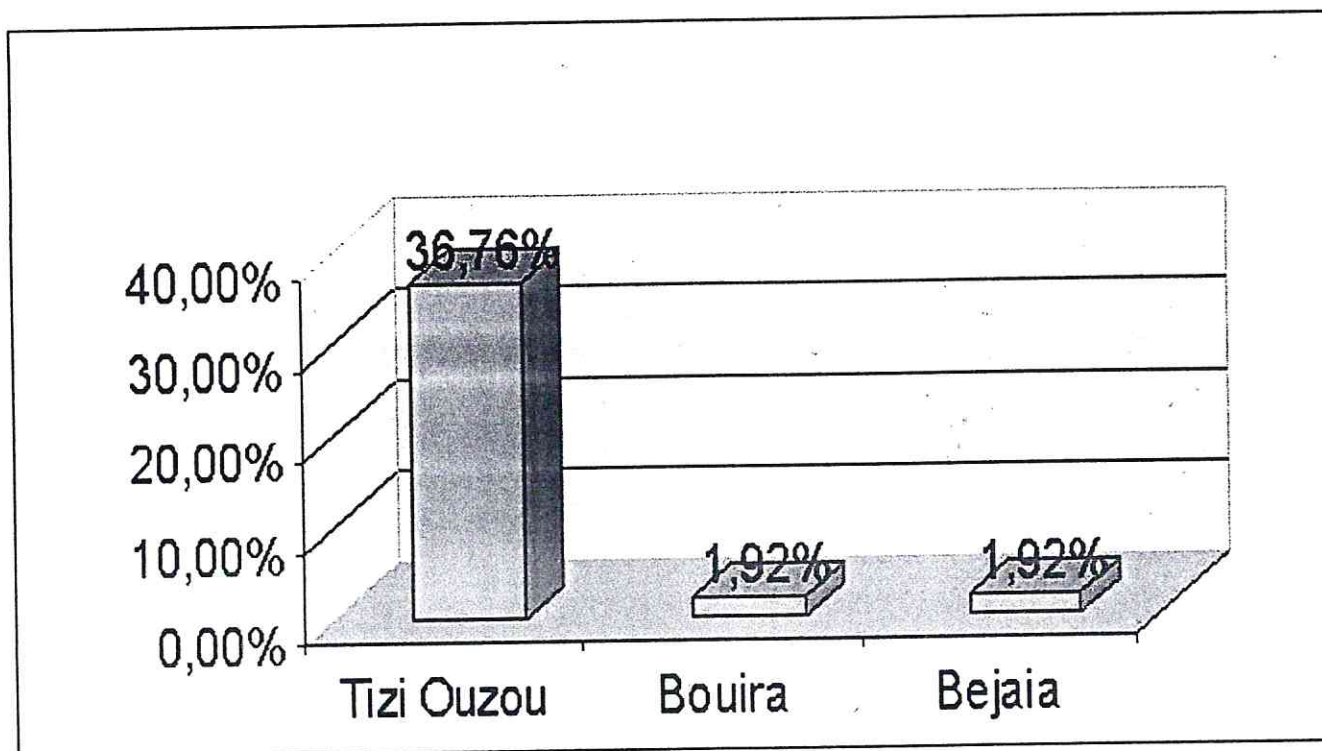


Fig 24 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'IFI de l'an 2004 dans les wilayas du centre.

Si on prend les wilayas séparément on aura les résultats suivants :

- ⇒ Pour la wilaya de Tizi Ouzou 16 cas positifs sur 23 sérums de chiens analysés, soit 69.56 %.
- ⇒ Pour la wilaya de Bouira un seul sérum positif sur 26 sérums de chiens analysés, soit 3.84 %.
- ⇒ Pour la wilaya de Bejaia un seul cas positif sur trois sérums de chiens analysés, soit 33.33 %.

Tableau VIII : Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2004 selon le sexe :

Le sexe	Nombre de chiens prélevés	Nombre de cas positifs	Pourcentages (%)
Masculin	32	15	28.84%
Féminin	13	03	5.76%
Non indiqué	07	00	0.00%
Total	52	18	36.06%

Les résultats de l'IFI ont montré que la répartition des cas positifs selon le sexe est de :

- ✓ 15 chiens séropositifs, soit 28,84%.
- ✓ 3 chiennes séropositives, soit 5.76 %

Ces résultats sont représentés par l'histogramme ci-dessous (Fig 25).

Si on prend les deux sexes séparément on aura :

- ⇒ 15 cas positifs sur 32 sérums de chiens analysés, soit 46.87 %.
- ⇒ 3 cas positifs sur 13 sérums de chiennes analysés, soit 23.03 %.

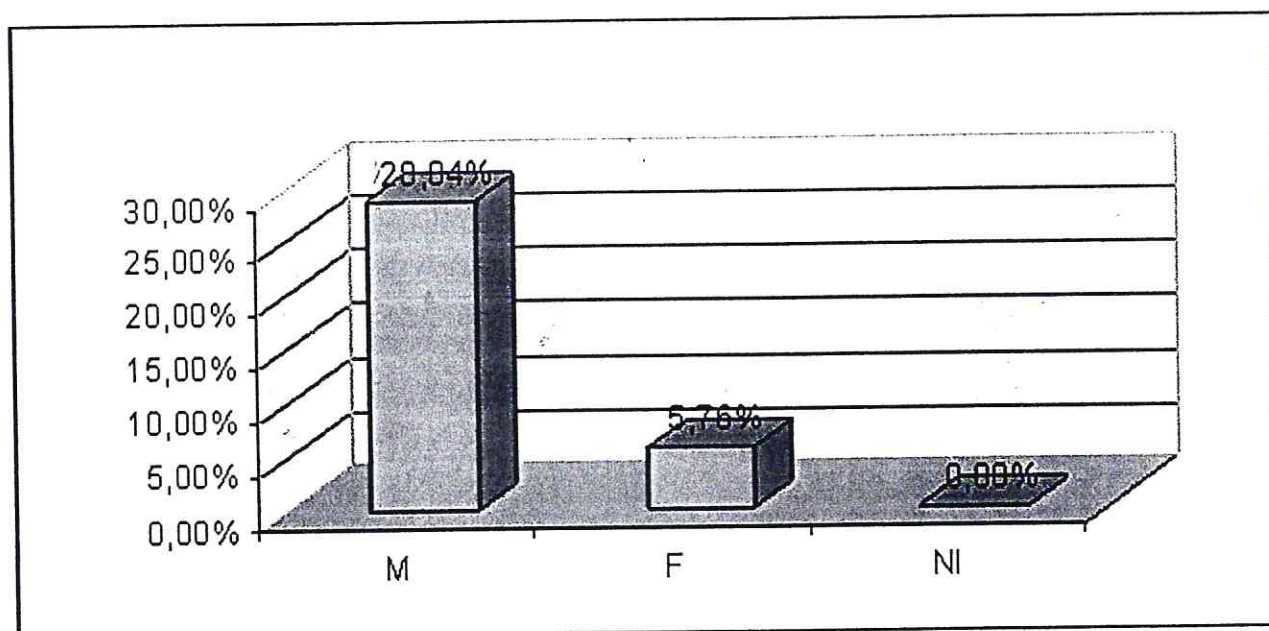


Fig 25 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'IFI de l'an 2004 selon le sexe

Tableau VIV : Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2004 selon la race :

Race	Nombre de chiens prélevés	Nombre de cas positifs	Pourcentages (%)
Berger Allemand	17	10	19.23%
Caniche	02	01	01.92%
Croisée	01	00	0.00%
Doberman	03	03	05.76%
Race locale	17	03	05.76%
Non indiquée	12	01	01.92%
Total	52	18	34.59%

Les résultats de l'IFI ont montré que la répartition des cas positifs selon la race est :

- ✓ 10 cas positifs de race Berger Allemand, soit 19,23 %.
- ✓ 3 cas positifs pour chacune des races Doberman et la race locale, soit 5,76 % pour chaque race.
- ✓ 1 cas positif de race Caniche, soit 1,92 %.
- ✓ Un cas positif de race non indiquée, soit 1.92 %.

Ces résultats sont représentés par l'histogramme suivant :

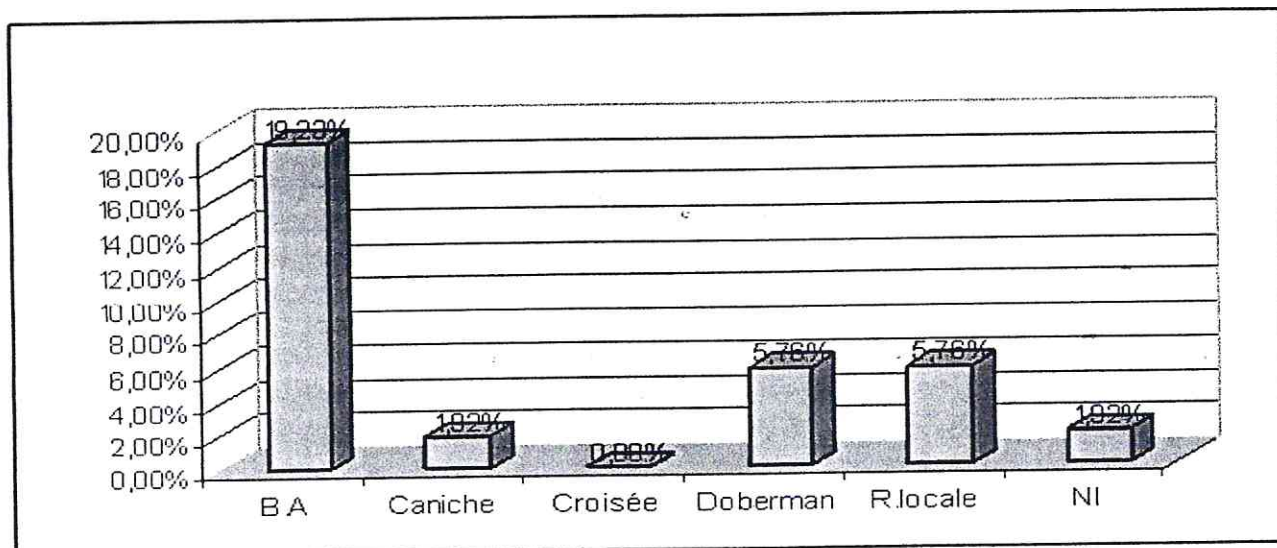


Fig 26 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'IFI de l'an 2004 selon la race.

Tableau X : Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2004 selon l'âge :

Age	Nombre de chiens prélevés	Nombre de cas positifs	Pourcentages (%)
[2mois – 3ans]	12	07	13,46%
[4ans – 7ans]	14	08	15,38%
[8ans – 15ans]	03	02	03,84%
Non indiqué	23	01	01,92%

Les résultats de l'IFI ont montré que la répartition des cas positifs selon l'âge est :

- ✓ 12 cas positifs, soit 13,46% pour la tranche d'âge [2 mois – 3 ans].
- ✓ 14 cas positifs, soit 15,38% pour la tranche d'âge [3 ans – 7 ans].
- ✓ 3 cas positifs, soit 3,84% pour la tranche d'âge [8 ans – 15 ans].
- ✓ 23 cas positifs de chien dont l'âge n'est pas indiqué, soit 1,92 %.

Ces résultats sont représentés par l'histogramme suivant :

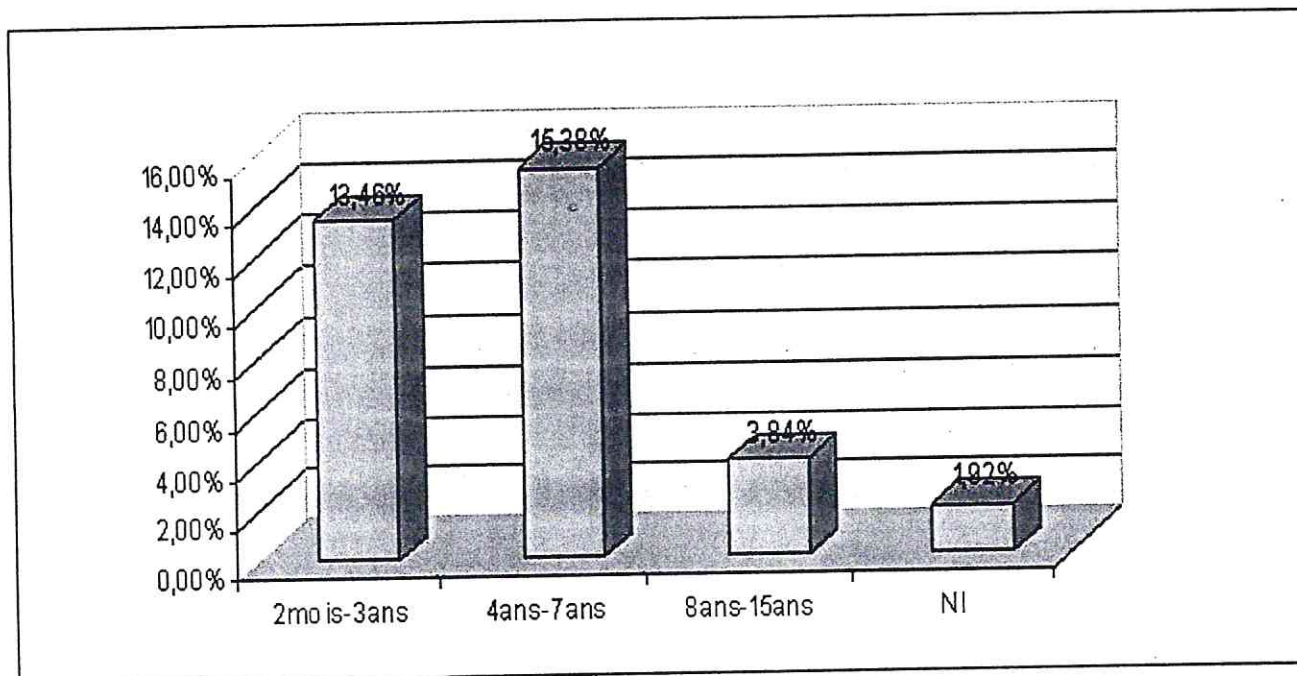


Fig 27 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'IFI de l'an 2004 selon l'âge

III.3. Résultats de l'année 2005 :

Tableau XI : Répartition des résultats de l'IFI de l'année 2005 dans les 4 wilayas du centre :

Wilayas	Nombre de chiens prélevés	Nombre de cas positifs	Pourcentages (%)
Tizi Ouzou	52	19	29.68%
Bejaia	07	04	06.25%
Bouira	05	01	01.56%
M'sila	/	/	/
Total	64	24	37.5%

Les résultats de l'IFI de l'an 2005 ont montré que sur 64 sérums de chiens, 24 sont positifs repartis dans les trois Wilayas du centre (Tizi Ouzou, Bejaia, Bouira) comme :

- ✓ 19 cas positifs à Tizi Ouzou, soit 29.68 %.
- ✓ 04 cas positifs à Bejaia, soit 6.25 %.
- ✓ 01 cas positif à Bouira, soit 1.56 %.

Ces résultats sont représentés par l'histogramme suivant :

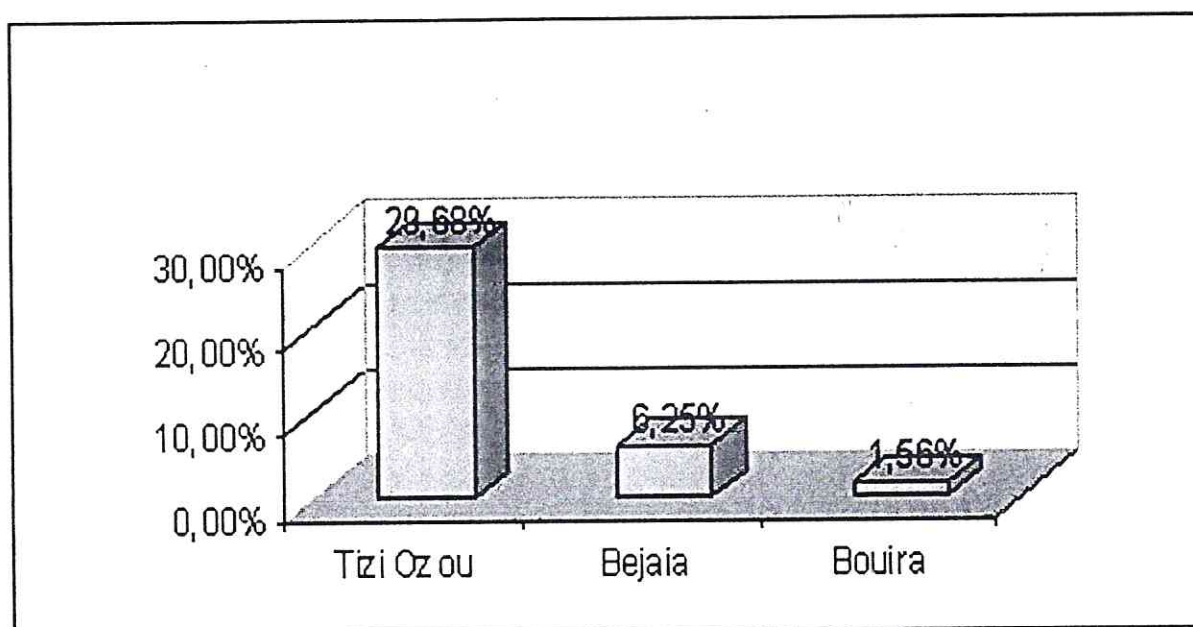


Fig 28 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'IFI de l'an 2005 dans les wilayas du centre

Si on prend les wilayas séparément on aura les résultats suivants :

- ⇒ Pour la wilaya de Tizi Ouzou 19 cas positifs sur 52 sérums de chiens analysés, soit 36.53 %.
- ⇒ Pour la wilaya de Bejaia 4 cas positifs sur 7 sérums de chiens analysés, soit 57.14 %.
- ⇒ Pour la wilaya de Bouira un seul cas positif sur 5 sérums de chiens analysés, soit 20 %.

Tableau XII : Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2005 selon le sexe :

Sexe	Nombre de chiens prélevés	Nombre de cas positifs	Pourcentages (%)
Masculin	44	20	31.25%
Féminin	19	04	06.25%
Non indiqué	01	01	01.56%
total	64	25	39.06%

Les résultats de L'IFI de l'an 2005 ont montré que la répartition des cas positifs selon le sexe est de :

- ✓ 20 chiens séropositifs, soit 31.25 %.
- ✓ 04 chiennes séropositives, soit 06.25 %.
- ✓ 01 cas positif de sexe non indiqué soit 1.56 %.

Ces résultats sont représentés par l'histogramme ci-dessous (Fig 29).

Si on prend les deux sexes séparément on aura :

- ⇒ 20 cas positifs sur 44 sérums de chiens analysés, soit 45.45 %.
- ⇒ 4 cas positifs sur 19 sérums de chiennes analysés, soit 21.05 %.

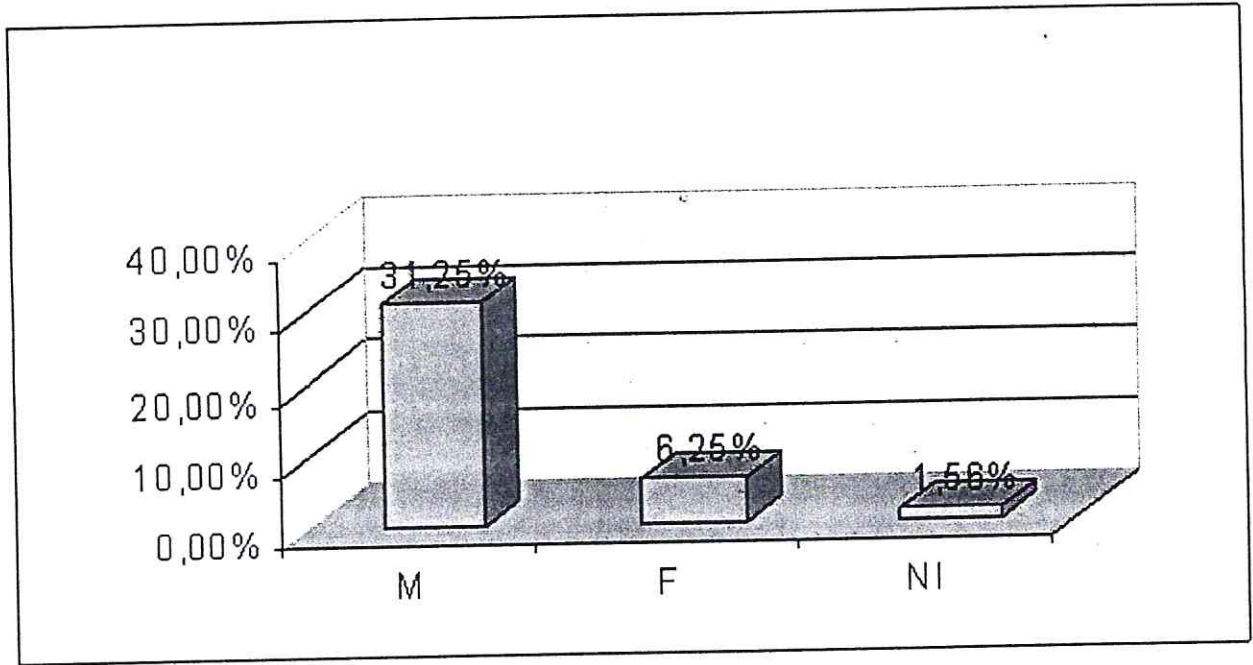


Fig 29 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'IFI de l'an 2005 selon le sexe.

Tableau XIII : Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2005 selon la race :

Race	Nombre de chiens prélevés	Nombre de cas positifs	Pourcentages (%)
Berger Allemand (B.A)	28	13	20.31%
Berger belge (B.B)	01	01	01.56%
Braque Allemand (Br.A)	02	00	0.00%
Basset (Bas)	01	00	0.00%
Boxer (Box)	01	01	01.56%
Croisée (Cr)	11	00	0.00%
Epagneul (Ep)	02	01	01.56%
Griffon (Gr)	01	00	0.00%
Rottweiler (Rot)	02	00	0.00%
Race locale (R.L)	01	01	01.56%
Teckel (Tek)	01	00	0.00%
Non indiquée (NI)	13	07	10.93%
Total	64	24	37.48%

Les résultats de l'IFI de l'an 2005 ont montré qu la répartition des cas positifs selon la race est la suivante : Sur 64 sérums analysés, 24 sont positifs répartis comme :

- ✓ 13 cas sont de race Berger Allemand, soit 20.31 %
- ✓ 01 cas positif pour chacune des races : Berger belge, Boxer, Epagneul, et la race locale, soit 1.56 % pour chaque race.
- ✓ 07 cas positifs sont de race non indiquée, soit 10.93 %.

Ces résultats sont représentés par l'histogramme suivant :

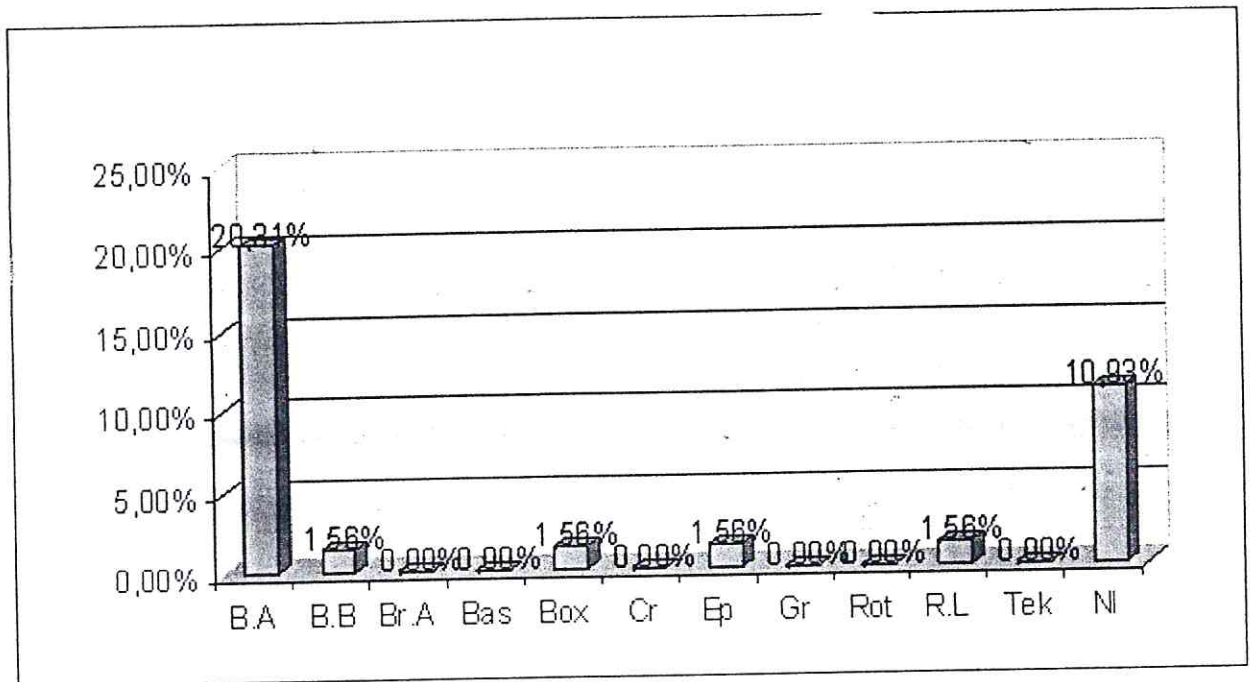


Fig 30 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'IFI de l'an 2005 selon la race.

Tableau XVI : Répartition des résultats de l'IFI de l'an 2005 selon l'âge :

Age	Nombre de chiens prélevés	Nombre de cas positifs	Pourcentage (%)
[2mois -3ans]	34	09	14.05%
[4ans - 7ans]	16	07	10.93%
[8ans - 15ans]	04	03	04.68%
Non indiqué	10	05	07.81%

Les résultats de l'IFI de l'an 2005 ont montré que la répartition des cas positifs selon l'âge est de :

- ✓ 09 cas positifs pour la tranche d'âge comprise entre deux mois et trois ans, soit 14.05 %
- ✓ 07 cas positifs pour la tranche d'âge comprise entre 4 ans et 7 ans, soit 10.93 %
- ✓ 03 cas positifs pour la tranche d'âge comprise entre 8 ans et 15 ans, soit 4.68 %
- ✓ 05 cas positifs dont l'âge est non indiqué, soit 7.81 %.

Ces résultats sont représentés par l'histogramme suivant :

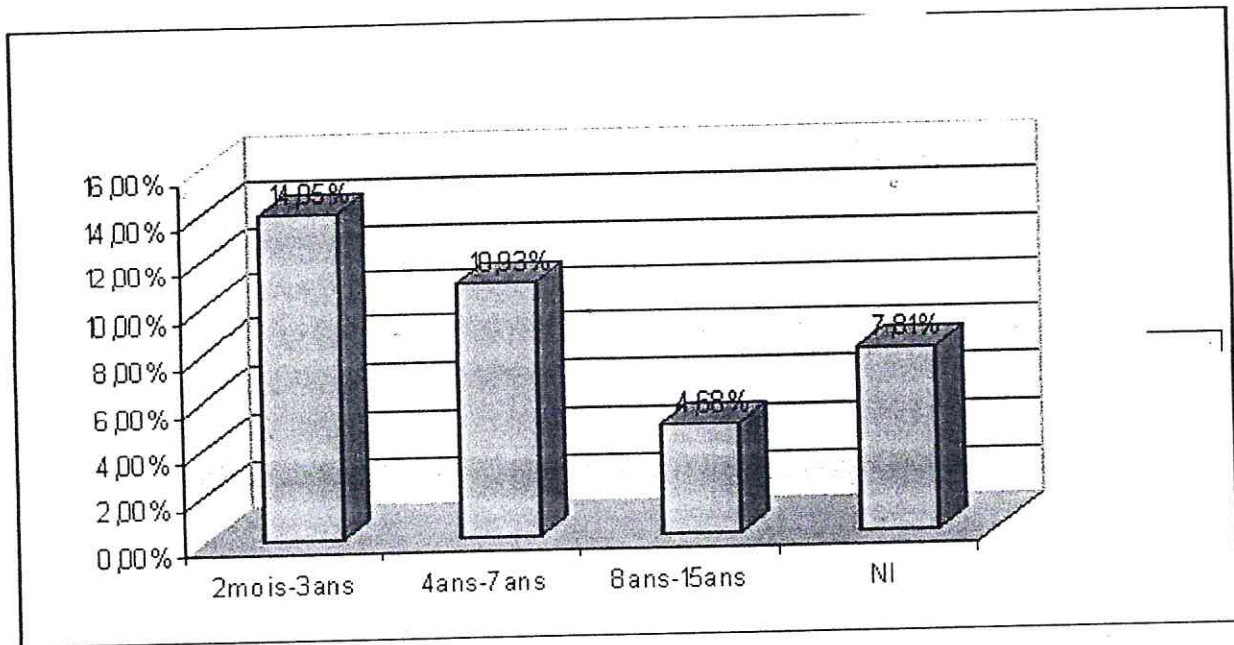


Fig 31 : Histogramme représentant la répartition des résultats de l'IFI de l'an 2005 selon l'âge.

IV Discussion :

IV-1 Répartition des résultats par wilayas

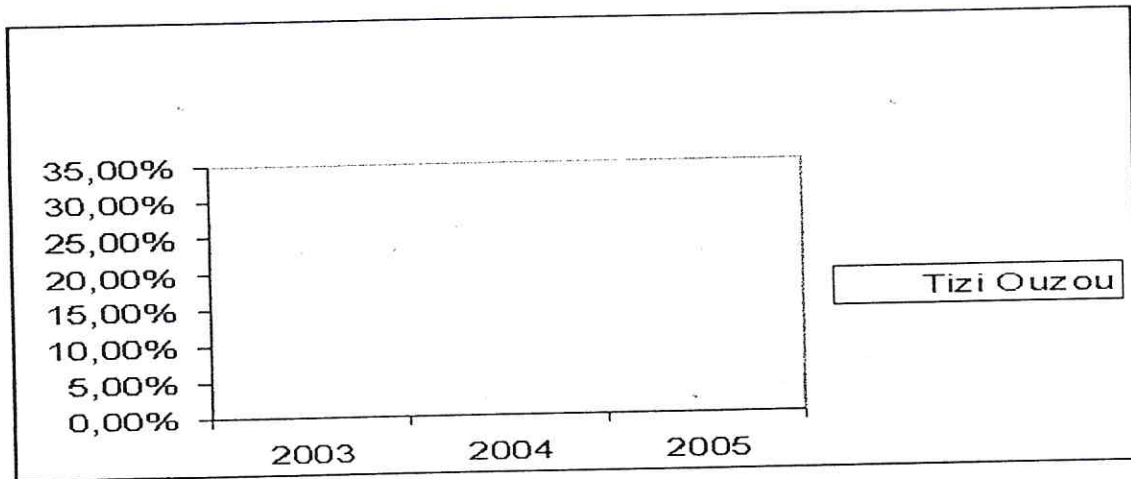


Fig 32 : évolution de la leishmaniose canine dans la wilaya de Tizi-Ouzou en fonction des années

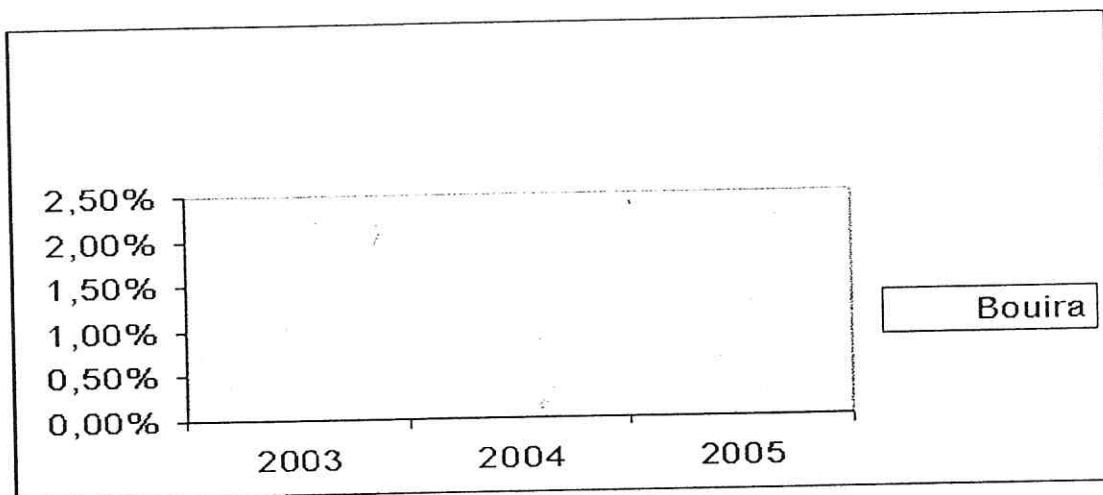


Fig 33 : évolution de la leishmaniose canine dans la wilaya de Bouira en fonction des Années

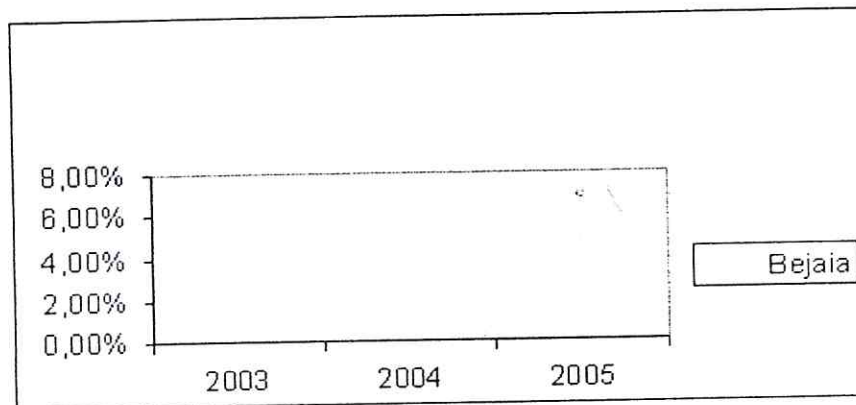


Fig 34 : évolution de la leishmaniose canine dans la wilaya de Bejaia en fonction des années

Les résultats de notre enquête menée sur la leishmaniose canine sur une durée de trois ans allant de 2003 à 2005 montrent que les cas positifs sont toujours considérables et varient de 1.09 % en 2003 pour la wilaya de M'sila à 30.76 % en 2004 pour la wilaya de Tizi Ouzou.

Le faible taux de positivité enregistré dans les Wilayas de Bejaia et Bouira s'explique par le fait que le nombre de chiens prélevés soit minime à celui de la Wilaya de Tizi Ouzou.

Pour la Wilaya de M'sila les prélèvements ont été effectués au hasard lors d'une campagne de dépistage de la leishmaniose, de ce fait les chiens dépistés ne sont pas forcément suspects cliniquement. Les résultats ont révélé un pourcentage de 1.09 %.

Pour la Wilaya de Tizi Ouzou le taux de chiens séropositifs est considérable vu que l'effectif soit plus important par rapport aux autres Wilayas, les prélèvements se font généralement sur des chiens cliniquement suspects.

En général la leishmaniose canine a connu une évolution plus ou moins importante dans la région centre d'un taux de 18,65 % en 2003 à 34.60 % en 2004 et enfin 37.5 % en 2005. Cette évolution est représentée par l'histogramme suivant (Fig 35).

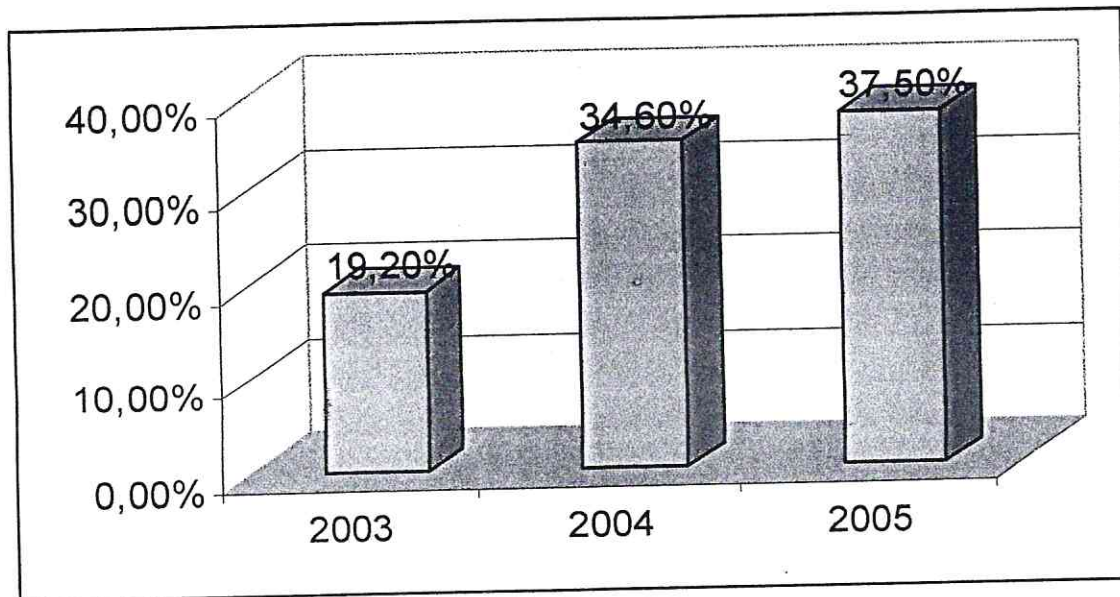


Fig 35 : Histogramme représentant l'évolution de la leishmaniose canine dans la région centre en fonction des années.

NB : Les taux sont toujours considérables dans cette région vu l'existence permanente d'un foyer leishmanien à Tizi-ouzou, les autres wilayas ne sont pas épargnées vu le climat sévissant qui reste toujours le même associé à d'autres conditions favorisant la persistance de la maladie (Rongeurs, chiens errants... etc.).

IV-2 Répartition des résultats selon le sexe :

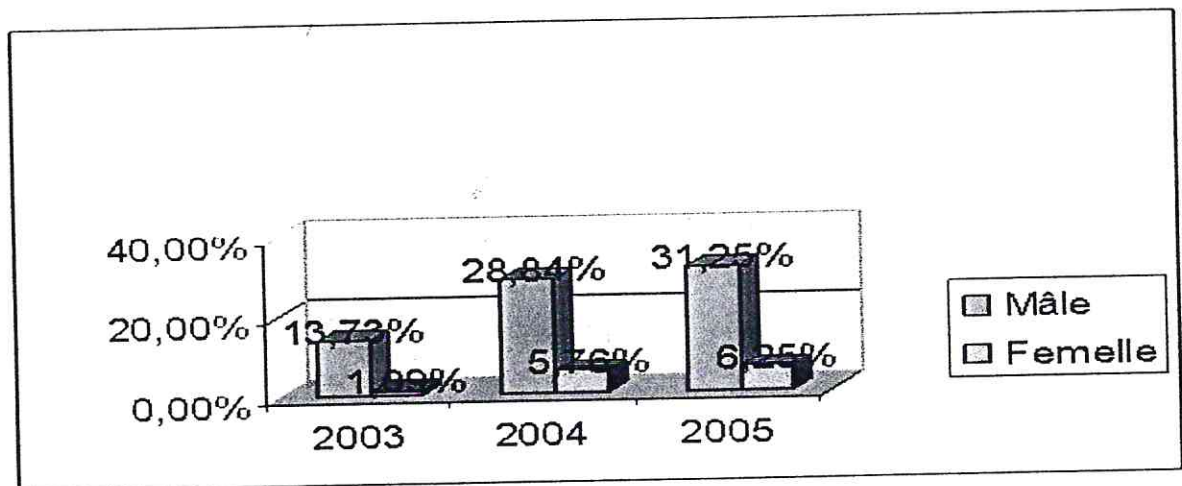


Fig 36 : Répartition des résultats de la leishmaniose canine selon le sexe en fonction des années.

Les résultats obtenus lors de l'enquête en fonction du sexe montrent que les chiens mâles sont plus atteints que les femelles, ce résultat n'est pas vraiment significatif car le nombre de chiens mâles dépistés est plus élevé par rapport à celui des femelles, l'infection leishmanienne affecte les deux sexes : sur les 60 chiennes prélevées de 2003 jusqu'à 2005, 9 sont séropositives, soit un pourcentage de 15 % qui est un taux plus ou moins considérable (Fig 36).

En 2003, sur 28 chiennes prélevées 2 sont positives soit un pourcentage de 7.14%.

En 2004, sur 13 chiennes prélevées 3 sont positives soit un pourcentage de 23.07%.

En 2005, sur 19 chiennes prélevées 4 sont positives soit un pourcentage de 21.05%.

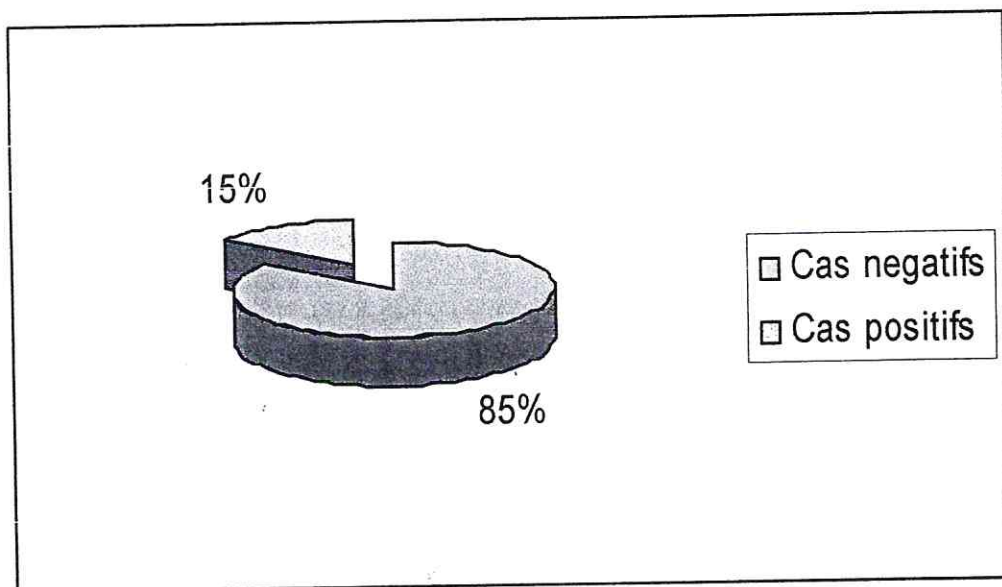


Fig 36 : Secteurs représentant le taux réel de femelles séropositives par rapport au nombre de femelles prélevées.

IV-3 Répartition des résultats selon les races :

Le taux de positivité selon les races varie de 0% à 20.31 % les résultats obtenus sont répartis comme suit :

- ⇒ Pour l'année 2003 le taux varie de 0 % à 8.24 %
- ⇒ Pour l'année 2004 le taux varie de 0 % à 19.23 %
- ⇒ Pour l'année 2005 le taux varie de 0 % à 20.31 %

Le taux d'affection le plus élevé est obtenu sur la race Berger Allemand (8.24 %-20.31 %), on note également un pourcentage considérable sur la race Doberman (2.19 % -5.76 %).

Les chiens de race locale ne sont pas épargnés car on note un pourcentage plus ou moins considérable (1.56 % -5.76 %).

En effet les chiens de race pure sont les plus affectés, les autres races semblent moins touchées.

IV-4 Répartition des résultats selon l'âge :

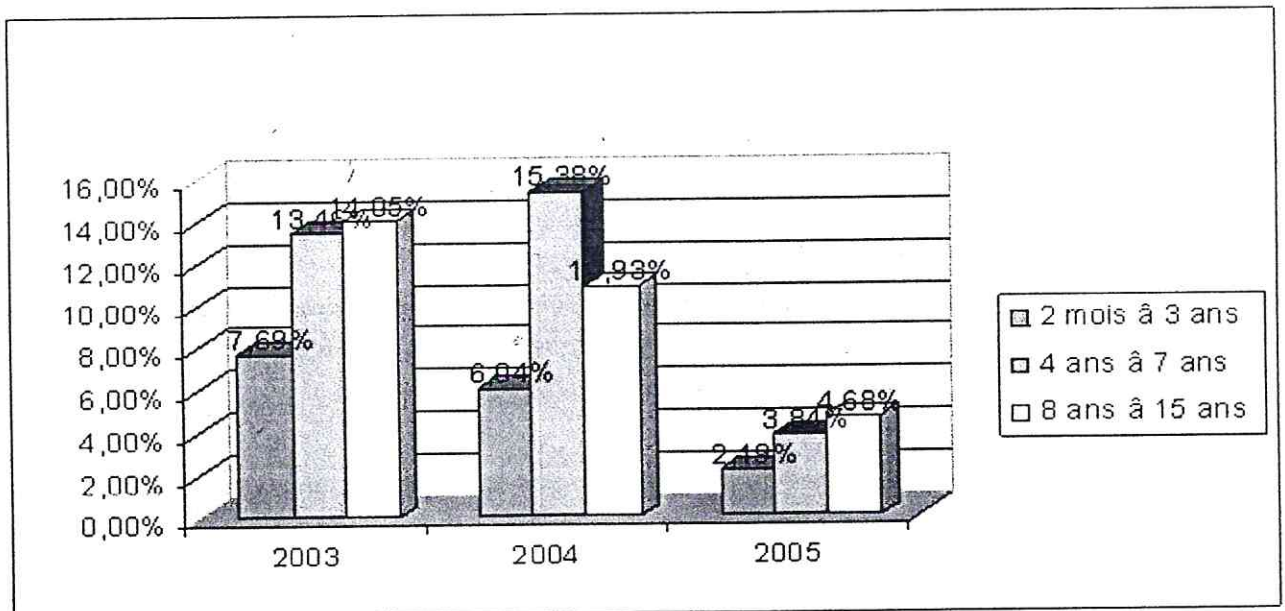


Fig 36 : Répartition des résultats de la leishmaniose canine selon l'âge en fonction des années

Les résultats de la répartition de la leishmaniose canine en fonction de l'âge montrent que la catégorie des animaux âgés de 4 à 7ans est la plus touchée en 2004.

Par contre en 2003 et 2005 c'est la catégorie de chiens âgées de 8 ans à 15 ans qui est la plus touchée.

On pourra peut être expliquer cela par le fait que les chiens âgés présentent généralement une dépression de leur système immunitaire.

En effet ce sont les chiens âgés de plus de 4 ans qui payent un lourd tribut et sont les plus concernés par la maladie.

V- Conclusion :

Notre étude a fait le point sur la situation épidémiologique actuelle de la leishmaniose canine dans la région centre de l'Algérie durant la période allant de 2003 à 2005 par l'analyse de 298 sérums de chiens vivant dans les Wilayas de Tizi Ouzou, Bouira, Bcjaia et M'sila, ces chiens sont de différentes races, sexe et âges. Les analyses ont été réalisées en appliquant l'IFI.

Bien que le nombre de sérums soit restreint nous avons remarqué que l'incidence est considérable dans cette région.

L'existence de facteurs favorisants tels que le climat chaud et les chiens errants assurent la survie des phlébotomes (vecteur) et le maintien constant de foyers leishmaniens.

L'insuffisance des moyens déployés pour la réduction de la population canine errante et les mauvaises conditions d'hygiène permettent l'extension et l'exposition de l'homme à cette maladie.

Tous les chiens séropositifs à 1/80 par l'IFI doivent être euthanasiés car aucun traitement ne permet une guérison définitive de l'animal, des rechutes apparaissent le plus souvent.

La leishmaniose canine est une zoonose qui menace sérieusement la population canine dans plusieurs régions en Algérie notamment dans la région centre.

L'importance de la leishmaniose et sa répercussion sur la santé humaine impose aujourd'hui une meilleure prise en charge de cette zoonose.

Bibliographie :

Antoine J.C, Long T, Prina E, Courret N, Hellior. (1999). H-2M Molecules, like MHC class II molecules, are targeted to parasitophorous vacuoles of leishmania infected macrophages and internalize by amastigotes of *L.amazonensis* and *L.mexicana*, *J cell sci.*, 112 : 2559-70.

American biological supply company : 2405.N.w 66th court. Gaines ville Florida 326 060 USA.

Ascher F.(1997). Effet d'un spray insecticide contre phlébotomus perniciosus vecteur de la leishmaniose, congrès CNVSPA.

Bachi (2001) : Amélioration des moyens diagnostic des leishmanioses en Algérie, thèse de doctorat en médecine pp : 1-109.

Bettini S et Gradoni L (1986) : Canine leishmaniasis in the mediteranean area and its implications for human leishmaniasis. *Insect.Sci.Applic* 7 : 241-245.

Bourdeau (P), Groulade (P) (1988) : Résultats de l'enquête sur la leishmaniose : *Prat. Med. Chir. Anim. Comp.* 23, Suppl 5, 5, 10.

Badaro, Reed, Carvalho (1983) : Immunofluorescence antibody test in American visceral leishmaniasis : Sensitivity and specificity of different morphological form two leshmania species. *Am. J. trop. Med. Hyg.*, 32 :480-484.

Benderitter (T), Casanova (P), Naskidachvili (L) (1988): Glomerulonephritis in canine leishmaniasis-*Ann. Trop. Med and parasitol*, 82, 4, 335.

Bellocci C, Ceci L, Carli S, Tassi P, Montesissa C, Denatale G, Marcotrigiano G et Ormas P.(1995) : Disposition of antimony and Aminosidine in dogs after administration separetely and together : implications for therapy of leishmaniasis *Res. Vet. Science.*58, 123-127.

Bonfante-Garrido, R. Leishmanias y Leishmaniasis tegumentaria in America latina. *Bol of sanit panam.*95 : 418-426, 1983.

Cabassu J P. Gervais P. Serguet N. Rousset- Rouviere B.(1988) : Bilan biologique chez un chien Leishmanien *PMCAC Numéro spécial leishmaniose.*

Dereure J, Lanotte G, Prathong F, Gouvernet J, Majhour J, Belazzoug S, Khiami A, Rageh H.A, Jarry D, Periere J, Rioux J.A. (1998). Leishmaniose canine à *L.infantum* : Intérêt et réalisation du test du latex. Application en éco épidémiologie. *Bull. SOC. Path Exo.* Pp : 300-305.

Desjeux P. (1993) - Les leishmanioses WHO / CTO / MIP / WP ; 93 : 8.

Deniau M, Houin R (1999), Manifestations cliniques et biologie des leishmanioses viscérales ED. ELLIPSES, pp 161-162.

Duck House D.A et Lewis D J (1980). Psychodidae. In catalogue of diptera of the afro tropical region, crosskey R.W, ed, 95-105. British Museum (Natural history), London.

Escomel E (1911), La espundia. Bull. Soc. Path. Exot 4 : 489-492.

Franck J, Gambarelli F, Quilici M (1986) : Intérêt d'une réaction d'agglutination directe dans le diagnostic de Kala-azar méditerranéen et dans le dépistage du réservoir canin de cette parasitose. Med. Mal. Inf. pp : 506-510.

Gradoni L, Scalone A et Gramiccia M (1993) : HIV-leishmania Co-infections in Italy. Serological data as an indication of the sequence of acquisition of the 2 infections. Trans.R. Soc. Trop. Med. Hyg, 87 : 94-96.

Groulade P (1988) : l'intérêt de l'électrophorèse des protéines sériques dans le bilan et le suivi au cours de la leishmaniose canine. PMCAC. Numéro spécial.

Killick-Kendrick M (1999), Biologie of sand flies. Vectors of mediterranean canine leishmaniosis an update in Garni R. La leishmaniose canine p.22.

Killick-Kendrick R, Killick-Kendrick M, Focheux C, Dereure J, Puech MP et Cadiergues ML (1997) .Protection des chiens contre les piqûres des phlébotomes par colliers à base de deltaméthrine pour le contrôle de la leishmaniose canine, medical and veterinary entomology.

Lanotte G, Rioux J A, Volhardt, Groset H (1974) : Ecologie des leishmanioses dans le Sud de la France, dépistage de l'enzootie canine par les méthodes immuno-sérologiques. Ann. Parasit. hum. Comp. pp.41-62.

Lainson R (1982): Leishmaniasis. In : Jacobs L et P Arambulo (Section Eds), CRC Hand book series in zoonoses. Section C, Vol.1. Boca Raton, Florida, CRC press.

Leng (1987) : A preliminary survey of phlebotomine sand flies in limestone cave of sichuan and Guizhou provinces, South West China, description and discussion of primitive genus chinus. Ann. Trop. Med. Parasitol, 81 :311-317.

Lewis, Young, Fairchild, Minter (1977)-Proposals for a stable classification of the phlebotomine sand flies (Diptera : psychodidae) Syst. Ent, 2 : 319-332.

Levine N.D, Corliss J.O. Cox FEG, Deroux G, Grain J, Honigberg B.M, Leedale G.F, Loblich A.R, Lom J, Lynn D, Merinfeld E.G, Page F.C, Poljansky G, Sprag V, Vavra J et Wallace F.G (1980). A newly revised classification of the protozoa. J. Protozool, 27 : 37-58.

Marty P, (1988) : épidémiologie de la leishmaniose dans le Sud de la France PMCAC.

Marsden P. D, Tada.M.S, Barreto A.C et Guba C.C (1984). Spontaneous healing of leishmania braziliensis skin ulcers. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg 78 : 561-562.

Marsden P.D (1986), Musocal leishmaniasis « Espundia » Escomel (1911). Trans.R. Soc. Trop. Med. Hyg 80 : 859-876.

Mc Alpine (1981) : Manual of nearctic diptera Vol 1. Research Branch Agriculture Canada Monograph 27, Biosystematic. Research institute, ottawa, ontario.

Marc Wery (1995), Protozoologie médicale pp. 126-127.

Mc Connell E.E, Chaffee E.F, Cashell I.G et Garner F.M (1970). Visceral leishmaniasis with ocular involvement in a dog J. Am. Vet. Med. Ass 156 : 197-203.

Moreau Y (1994), Leishmaniose humaine et animale, difficultés de la vaccination. Med. Arm. pp 88-89.

Nieto C.G, Barrera R, Habela M.A (1992), Changes in the plasma concentrations of lipids and lipoprotein fraction in dogs infected with leishmania infantum-Vet-parasitol, 44, 314,175-182.

Organisation Mondiale de la Santé (1984). Les leishmanioses. Rapport d'un comité d'experts de l'OMS. Genève, PP.701.

Ph. Denerolle (1994), Médecine et armées.

Quilici, Dunans, Ranque. (1968).L'immunofluorescence dans les leishmanioses. Med. Trop.

S. Gibert (2000). Immunopathologie et pathogénie de la leishmaniose chez le chien, étude bibliographique.

Slappendel R.J et Teske E (1997). The effect of intravenous or cutaneous administration of meglumine antimonate (Glucantime®) in dogs with leishmaniasis. A randomized clinical trial. Vet. Quarterley, 19, 10-13.

Vidor E, Dereure J, Pratlong F, Dubreuil N, Bisseul G, Morean Y et rioux J.A (1991). Le chancre d'inoculation dans la leishmaniose canine à L.infantum. Etude d'une cohorte en région cévenole. Prat. Med. Chir. Anim. Comp : 26 : 133-137.

Valladares J.E, Riera C, Alberola J, Esteban M et Arboix M (1997) : Diposition of antimony after the administration of N-methyl glucamine antimoniate to dogs.Vet. Rec,137, 181-183.

Valladares J.E, Riera C, Alberola J, Gallego M, Portus M, Cristofol C, Franquelo C, et Arbois M (1998). Pharmacokinetics of meglumine antimoniate after administration of a multiple dose in dogs experimentally infected with L.infantum. Vet. Parasitol, 75, 33-40.

Vet-news3.com

N°	Wilaya	Date	Sexe	Race	Age	Prélèvements	Résultats
01	Bejaia	29.09.2004	Mâle	Caniche	3 ans	1 sérum	Neg
02	Bejaia	29.09.2004	Mâle	Locale	5 ans	1 sérum	Neg
03	Bejaia	13.10.2004	Mâle	Berger Allemand	4 ans	1 sérum	+ 1/80
04	Bouira	13.03.2004	Mâle	Race locale	NI	1 sérum	Neg
05	Bouira	13.03.2004	Femelle	Race locale	NI	1 sérum	Neg
06	Bouira	13.03.2004	Femelle	Race locale	NI	1 sérum	Neg
07	Bouira	13.03.2004	Mâle	Berger Allemand	NI	1 sérum	Neg
08	Bouira	13.03.2004	Mâle	Race locale	NI	1Sérum	Neg
09	Bouira	13.03.2004	Mâle	Race locale	NI	1 sérum	Neg
10	Bouira	13.03.2004	Mâle	Race locale	NI	1 sérum	Neg
11	Bouira	13.03.2004	Mâle	Race locale	NI	1 sérum	Neg
12	Bouira	13.03.2004	Mâle	Race locale	NI	1 sérum	Neg
13	Bouira	13.03.2004	Mâle	Race locale	NI	1 sérum	Neg
14	Bouira	13.03.2004	Mâle	Race locale	NI	1 sérum	Neg
15	Bouira	13.03.2004	NI	NI	NI	1 sérum	Neg
16	Bouira	13.03.2004	Mâle	NI	NI	1 sérum	Neg
17	Bouira	13.03.2004	NI	NI	NI	1 sérum	Neg
18	Bouira	13.03.2004	Mâle	NI	NI	1 sérum	Neg
19	Bouira	13.03.2004	Femelle	NI	NI	1 sérum	Neg
20	Bouira	13.03.2004	Mâle	NI	NI	1 sérum	Neg
21	Bouira	13.03.2004	Mâle	NI	NI	1 sérum	Neg
22	Bouira	13.03.2004	Femelle	NI	NI	1 sérum	Neg
23	Bouira	13.03.2004	Mâle	NI	NI	1 sérum	Neg
24	Bouira	13.03.2004	Mâle	NI	NI	1 sérum	Neg
25	Bouira	13.03.2004	Mâle	NI	NI	1 sérum	+ 1/80
26	Bouira	13.03.2004	Femelle	NI	NI	1 sérum	Neg
27	Bouira	05.05.2004	Femelle	Race locale	7 mois	1 sérum	Neg
28	Bouira	05.05.2004	Mâle	Race locale	1an1/2	1 sérum	+1/40
29	Bouira	05.06.2004	Femelle	Berger Allemand	6 ans	1 sérum	+1/40
30	Tizi Ouzou	12.06.2004	Mâle	Caniche	4 ans	1 sérum	+1/80
31	Tizi Ouzou	07.09.2004	Mâle	Berger Allemand	10 ans	1 sérum	Neg
32	Tizi Ouzou	18.09.2004	Mâle	Berger Allemand	18mois	1 sérum	+1/80
33	Tizi Ouzou	18.09.2004	Mâle	Doberman	4ans	1 sérum	+1/80
34	Tizi Ouzou	20.09.2004	Femelle	Berger Allemand	4 ans	1 sérum	Neg
35	Tizi Ouzou	21.09.2004	Mâle	Berger Allemand	2 ans	1 sérum	+1/80
36	Tizi Ouzou	04.10.2004	Mâle	Doberman	11 ans	1 sérum	+1/80
37	Tizi Ouzou	05.10.2004	Mâle	Berger Allemand	05 ans	1 sérum	Neg
38	Tizi Ouzou	16.10.2004	Mâle	Race locale	03 ans	1 sérum	+1/80
39	Tizi Ouzou	02.10.2004	Femelle	Race locale	03 ans	1 sérum	Neg
40	Tizi Ouzou	05.12.2004	Femelle	Berger Allemand	03 ans	1 sérum	+1/80
41	Tizi Ouzou	11.12.2004	Mâle	Croisée	05 ans	1 sérum	+1/40

N°	Wilaya	Date	Sexe	Race	Age	Prélèvements	Résultats
42	Tizi Ouzou	29.12.2004	Mâle	Berger Allemand	05 ans	1 sérum	+1/80
43	Tizi Ouzou	13.01.2004	Mâle	Berger Allemand	04 ans	1 sérum	+1/80
44	Tizi Ouzou	17.01.2004	Mâle	Berger Allemand	05 ans	1 sérum	+1/80 ; +1/160
45	Tizi Ouzou	24.01.2004	femelle	Race locale	01 ans	1 sérum	+1/160
46	Tizi Ouzou	21.02.2004	Mâle	Berger Allemand	04 ans	1 sérum	Neg
47	Tizi Ouzou	28.02.2004	Mâle	Berger Allemand	13 ans	1 sérum	+1/160
48	Tizi Ouzou	14.03.2004	Mâle	Berger Allemand	02 ans	1 sérum	+1/80
49	Tizi Ouzou	06.04.2004	Femelle	Berger Allemand	20mois	1 sérum	Neg
50	Tizi Ouzou	07.04.2004	Mâle	Berger Allemand	07 ans	1 sérum	+1/80
51	Tizi Ouzou	12.04.2004	Femelle	Race locale	03 ans	1 sérum	+1/80
52	Tizi Ouzou	13.04.2004	Mâle	Doberman	07 ans	1 sérum	+1/80

N°	Wilaya	Date	Sexe	Race	Age	Prélèvements	Résultats
01	Bejaia	24.01.2005	Femelle	Boxer	03 ans	1 sérum	+ 1/80
02	Bejaia	14.02.2005	Mâle	Rottweiler	18 ans	1 sérum	Neg
03	Bejaia	06.04.2005	Mâle	Berger allemand	07mois	1 sérum	+ 1/80
04	Bejaia	06.04.2005	Mâle	Berger allemand	06 Ans	1 sérum	+ 1/80
05	Bejaia	06.08.2005	Mâle	Berger Allemand	NI	1 sérum	Neg
06	Bejaia	30.11.2005	Mâle	Berger Allemand	NI	1 sérum	Neg
07	Bejaia	25.12.2005	Mâle	Epagneul breton	03 ans	1 sérum	+ 1/80
08	Bouira	05.01.2005	Femelle	NI	NI	1 sérum	Neg
09	Bouira	05.01.2005	Mâle	NI	NI	1 sérum	Neg
10	Bouira	05.01.2005	Mâle	NI	NI	1 sérum	Neg
11	Bouira	05.01.2005	Mâle	NI	NI	1 sérum	+1/180
12	Bouira	10.01.2005	Femelle	NI	07 ans	1 sérum	+1/40
13	Tizi Ouzou	12.01.2005	Femelle	Berger Allemand	10ans	1 sérum	+1/80
14	Tizi Ouzou	18.01.2005	Mâle	Berger Allemand	3ans	1 sérum	+1/80
15	Tizi Ouzou	23.01.2005	Mâle	Berger Allemand	NI	1 sérum	Neg
16	Tizi Ouzou	31.01.2005	Mâle	Race locale	5ans	1 sérum	+1/80
17	Tizi Ouzou	06.01.2005	Mâle	Berger Belge	8mois	1 sérum	+1/80
18	Tizi Ouzou	12.02.2005	Mâle	Berger Allemand	11ans	1 sérum	+1/80
19	Tizi Ouzou	26.02.2005	Mâle	Berger Allemand	8mois	1 sérum	Neg
20	Tizi Ouzou	28.02.2005	Mâle	Berger Allemand	7ans	1 sérum	+1/80
21	Tizi Ouzou	19.03.2005	Mâle	NI	NI	1 sérum	+1/80
22	Tizi Ouzou	09.04.2005	Mâle	Berger Allemand	5ans	1 sérum	+1/80
23	Tizi Ouzou	17.04.2005	Mâle	NI	2mois	1 sérum	+1/80
24	Tizi Ouzou	27.04.2005	Femelle	Berger Allemand	04 ans	1 sérum	Neg
25	Tizi Ouzou	07.05.2005	Femelle	Berger Allemand	03 ans	1 sérum	+1/80

N°	Wilaya	Date	Sexe	Race	Age	Prélèvements	Résultats
26	Tizi Ouzou	08.05.2005	Femelle	NI	06mois	1 sérum	Neg
27	Tizi Ouzou	09.05.2005	Mâle	Berger Allemand	06 ans	1sérum	+1/80
28	Tizi Ouzou	21.05.2005	Femelle	NI	NI	1 sérum	Neg
29	Tizi Ouzou	29.05.2005	NI	NI	NI	1 sérum	+1/80
30	Tizi Ouzou	30.05.2005	Mâle	Berger Allemand	09 ans	1sérum	Neg
31	Tizi Ouzou	04.06.2005	Mâle	Berger Allemand	02 ans	1 sérum	Neg
32	Tizi Ouzou	04.06.2005	Mâle	Berger Allemand	NI	1 sérum	+1/80
33	Tizi Ouzou	04.06.2005	Mâle	Berger Allemand	07 ans	1 sérum	+1/80
34	Tizi Ouzou	15.06.2005	Mâle	NI	NI	1 sérum	+1/80
35	Tizi Ouzou	18.06.2005	Mâle	Berger Allemand	02 ans	1 sérum	Neg
36	Tizi Ouzou	04.07.2005	Mâle	Berger Allemand	02 ans	1 sérum	Neg
37	Tizi Ouzou	10.07.2005	Mâle	Berger Allemand	06mois	1 sérum	Neg
38	Tizi Ouzou	10.07.2005	Femelle	Berger Allemand	06mois	1 sérum	Neg
39	Tizi Ouzou	16.07.2005	Femelle	Berger Allemand	03 ans	1 sérum	Neg
40	Tizi Ouzou	06.08.2005	Mâle	Berger Allemand	02 ans	1 sérum	+1/40
41	Tizi Ouzou	12.10.2005	Mâle	NI	08 ans	1 sérum	+1/80
42	Tizi Ouzou	30.10.2005	Mâle	Berger Allemand	10mois	1 sérum	Neg
43	Tizi Ouzou	13.11.2005	Mâle	Berger Allemand	03 ans	1 sérum	+1/60
44	Tizi Ouzou	26.11.2005	Femelle	NI	NI	1 sérum	+1/80
45	Tizi Ouzou	26.12.2005	Mâle	Berger Allemand	05 ans	1 sérum	+1/80

N°	Wilaya	Date	Sexe	Race	Age	Prélèvements	Résultats
46	Tizi Ouzou	29.10.2005	Mâle	Croisée	06 ans	1 sérum	Neg
47	Tizi Ouzou	29.10.2005	Mâle	Croisée	03 ans	1 sérum	Neg
48	Tizi Ouzou	29.10.2005	Mâle	Croisée	01 ans	1 sérum	Neg
49	Tizi Ouzou	29.10.2005	Mâle	Croisée	04mois	1 sérum	Neg
50	Tizi Ouzou	29.10.2005	Femelle	Croisée	07 ans	1 sérum	Neg
51	Tizi Ouzou	29.10.2005	Mâle	Epagneul Breton	1ans1/2	1 sérum	Neg
52	Tizi Ouzou	29.10.2005	Mâle	Teckel	03 ans	1 sérum	Neg
53	Tizi Ouzou	29.10.2005	Mâle	Basset	04 ans	1 sérum	Neg
54	Tizi Ouzou	29.10.2005	Mâle	Berger Allemand	03 ans	1 sérum	Neg
55	Tizi Ouzou	29.10.2005	Femelle	Rottweiler	08mois	1 sérum	Neg
56	Tizi Ouzou	29.10.2005	Femelle	Croisée	07mois	1 sérum	Neg
57	Tizi Ouzou	29.10.2005	Femelle	Croisée	04 ans	1sérum	Neg
58	Tizi Ouzou	29.10.2005	Femelle	Croisée	14mois	1sérum	Neg
59	Tizi Ouzou	29.10.2005	Mâle	Croisée	14mois	1sérum	Neg
60	Tizi Ouzou	29.10.2005	Femelle	Croisée	04 ans	1sérum	Neg
61	Tizi Ouzou	29.10.2005	Femelle	Griffon	05 ans	1sérum	Neg
62	Tizi Ouzou	29.10.2005	Femelle	Braque Allemand	11mois	1sérum	Neg
63	Tizi Ouzou	29.10.2005	Mâle	Braque Allemand	06mois	1sérum	Neg
64	Tizi Ouzou	29.10.2005	Femelle	Croisée	03 ans	1sérum	Neg

N°	Wilaya	Date	Sexe	Race	Age	Prélèvement	Résultats
65	Tizi Ouzou	/	NI	NI	NI	Sérum	+1/20
66	Tizi Ouzou	/	NI	Berger Allemand	18mois	Sérum	+1/80
67	Tizi Ouzou	/	Femelle	NI	24mois	Sérum	Neg
68	Tizi Ouzou	/	Mâle	Caniche	5ans	Sérum	Neg
69	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	3ans	Sérum	Neg
70	Tizi Ouzou	/	NI	Race locale	9mois	Sérum	Neg
71	Tizi Ouzou	/	NI	Berger Allemand	NI	Sérum	Neg
72	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	2ans1/2	Sérum	Neg
73	Tizi Ouzou	/	Femelle	Race locale	1an1/2	Sérum	Neg
74	Tizi Ouzou	/	Mâle	Race locale	2ans1/2	Sérum	Neg
75	Tizi Ouzou	/	NI	Race locale	NI	Sérum	Neg
76	Tizi Ouzou	/	NI	Berger Allemand	17mois	Sérum	Neg
77	Tizi Ouzou	/	NI	Caniche	8ans	Sérum	Neg
78	Tizi Ouzou	/	Femelle	Berger Allemand	20mois	Sérum	Neg
79	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	4ans	Sérum	Neg
80	Tizi Ouzou	/	Femelle	Berger belge	5ans	Sérum	Neg
81	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	1an	Sérum	Neg
82	Tizi Ouzou	/	Mâle	Caniche	12ans	Sérum	Neg
83	Tizi Ouzou	/	Mâle	Race locale	NI	Sérum	Neg
84	Tizi Ouzou	/	NI	Berger Allemand	5ans	Sérum	+1/40
85	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	4ans	Sérum	Neg
86	Tizi Ouzou	/	Mâle	Pitt bull	1an1/2	Sérum	+1/80
87	Tizi Ouzou	/	Mâle	Pitt bull	NI	Sérum	+1/80
88	Tizi Ouzou	/	NI	Berger Allemand	2ans	Sérum	+1/80
89	Tizi Ouzou	/	NI	Berger Allemand	1an	Sérum	Neg
90	Tizi Ouzou	/	Mâle	Race locale	8ans	Sérum	Neg
91	Tizi Ouzou	/	NI	NI	NI	Sérum	Neg
92	Tizi Ouzou	/	Femelle	Berger Allemand	2ans	Sérum	Neg
93	Tizi Ouzou	/	Mâle	Doberman	6mios	Sérum	+1/80
94	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	15mois	Sérum	+1/80
95	Tizi Ouzou	/	NI	Berger Allemand	2ans	Sérum	Neg
96	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	16mois	Sérum	+1/20
97	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	4ans	Sérum	Neg
98	Tizi Ouzou	/	Femelle	NI	5ans	Sérum	Neg
99	Tizi Ouzou	/	NI	Berger Allemand	NI	Sérum	Neg
100	Tizi Ouzou	/	Mâle	Caniche	5mois	Sérum	Neg
101	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	1an1/2	Sérum	Neg
102	Tizi Ouzou	/	Mâle	Race locale	7ans	Sérum	Neg
103	Tizi Ouzou	/	Femelle	Berger Allemand	NI	Sérum	Neg
104	Tizi Ouzou	/	NI	Berger Allemand	9ans	Sérum	+1/80
105	Tizi Ouzou	/	Mâle	NI	5ans	Sérum	+1/80
106	Tizi Ouzou	/	Femelle	Race locale	1an	Sérum	+1/80
107	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	4ans	Sérum	Neg

N°	Wilaya	Date	Sexe	Race	Age	Prélèvement	Résultats
108	Tizi Ouzou	/	Femelle	Berger Allemand	13ans	Sérum	+1/80
109	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	2ans	Sérum	+1/80
110	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	2mois	Sérum	Neg
111	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	7ans	Sérum	+1/80
112	Tizi Ouzou	/	Mâle	Race locale	3ans	Sérum	+1/80
113	Tizi Ouzou	/	Mâle	Doberman	7ans	Sérum	+1/80
114	Tizi Ouzou	/	Mâle	Caniche	4ans	Sérum	+1/80
115	Tizi Ouzou	/	NI	Pitt bull	5ans	Sérum	+1/80
116	Tizi Ouzou	/	Femelle	Berger belge	4ans	Sérum	Neg
117	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger belge	4ans	Sérum	Neg
118	Tizi Ouzou	/	NI	NI	NI	Sérum	+1/80
119	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	7ans	Sérum	+1/80
120	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	7ans	Sérum	Neg
121	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	18mois	Sérum	Neg
122	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	10ans	Sérum	Neg
123	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	10ans	Sérum	Neg
124	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	18mois	Sérum	+1/80
125	Tizi Ouzou	/	Mâle	Doberman	4ans	Sérum	+1/80
126	Tizi Ouzou	/	Femelle	Berger Allemand	4ans	Sérum	Neg
127	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	2ans	Sérum	+1/80
128	Tizi Ouzou	/	Femelle	Berger Allemand	3ans	Sérum	Neg
129	Tizi Ouzou	/	Mâle	Doberman	11ans	Sérum	+1/80
130	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	5ans	Sérum	Neg
131	Tizi Ouzou	/	Mâle	Berger Allemand	5ans	Sérum	+1/80
132	M'sila	/	Femelle	Race locale	4ans	Sérum	Neg
133	M'sila	/	Mâle	Race locale	4ans	Sérum	Neg
134	M'sila	/	Mâle	Race locale	2ans1/2	Sérum	Neg
135	M'sila	/	Mâle	Race locale	5ans	Sérum	Neg
136	M'sila	/	Mâle	Race locale	10ans	Sérum	Neg
137	M'sila	/	Femelle	Race locale	4ans	Sérum	Neg
138	M'sila	/	Mâle	Race locale	7ans	Sérum	Neg
139	M'sila	/	Mâle	Race locale	1an1/2	Sérum	Neg
140	M'sila	/	Mâle	Race locale	1an1/2	Sérum	Neg
141	M'sila	/	Mâle	Race locale	5ans	Sérum	Neg
142	M'sila	/	Mâle	Race locale	3ans	Sérum	+1/40
143	M'sila	/	Mâle	Race locale	2ans	Sérum	Neg
144	M'sila	/	Mâle	Race locale	7ans	Sérum	Neg
145	M'sila	/	Mâle	Race locale	4ans	Sérum	Neg
146	M'sila	/	Mâle	Race locale	7ans	Sérum	Neg
147	M'sila	/	Mâle	Race locale	6ans	Sérum	Neg
148	M'sila	/	Mâle	Race locale	6ans	Sérum	Neg
149	M'sila	/	Femelle	Race locale	5ans	Sérum	Neg
150	M'sila	/	Mâle	Race locale	4mois	Sérum	Neg

N°	Wilaya	Date	Sexe	Race	Age	Prélèvement	Résultats
151	M'sila	/	Mâle	Race locale	6ans	Sérum	Neg
152	M'sila	/	Mâle	Sloughi	6mois	Sérum	Neg
153	M'sila	/	Mâle	Race locale	1an	Sérum	Neg
154	M'sila	/	Mâle	Race locale	2ans	Sérum	Neg
155	M'sila	/	Mâle	Race locale	1an	Sérum	+1/40
156	M'sila	/	Femelle	Race locale	6ans	Sérum	Neg
157	M'sila	/	Femelle	Race locale	6ans	Sérum	Neg
158	M'sila	/	Mâle	Sloughi	3ans	Sérum	Neg
159	M'sila	/	Mâle	Race locale	5ans	Sérum	Neg
160	M'sila	/	Mâle	Race locale	5ans	Sérum	Neg
161	M'sila	/	Mâle	Race locale	4ans	Sérum	Neg
162	M'sila	/	Mâle	Race locale	4ans	Sérum	Neg
163	M'sila	/	Mâle	Berger Allemand	4ans	Sérum	Neg
164	M'sila	/	Mâle	Sloughi	3ans	Sérum	Neg
165	M'sila	/	Mâle	Race locale	NI	Sérum	Neg
166	M'sila	/	Mâle	NI	Ni	Sérum	Neg
167	M'sila	/	Mâle	Race locale	2ans	Sérum	Neg
168	M'sila	/	Mâle	Race locale	2ans	Sérum	Neg
169	M'sila	/	Femelle	Race locale	5ans	Sérum	Neg
170	M'sila	/	Mâle	Race locale	5mois	Sérum	Neg
171	M'sila	/	Mâle	Race locale	5mois	Sérum	Neg
172	M'sila	/	Mâle	Sloughi	7mois	Sérum	Neg
173	M'sila	/	Femelle	Sloughi	3ans	Sérum	Neg
174	M'sila	/	Mâle	Race locale	5ans	Sérum	+1/40
175	M'sila	/	Mâle	Race locale	1an	Sérum	Neg
176	M'sila	/	Mâle	Race locale	1an	Sérum	Neg
177	M'sila	/	Femelle	Race locale	3ans	Sérum	+1/20
178	M'sila	/	Mâle	Race locale	3ans	Sérum	Neg
179	M'sila	/	Mâle	Race locale	2ans	Sérum	Neg
180	M'sila	/	Mâle	Race locale	5ans	Sérum	Neg
181	M'sila	/	Mâle	Race locale	2ans	Sérum	Neg
182	M'sila	/	Mâle	Race locale	1an	Sérum	Neg
183	M'sila	/	Mâle	Sloughi	6mois	Sérum	Neg
184	M'sila	/	Mâle	Sloughi	2ans	Sérum	Neg
185	M'sila	/	Femelle	Sloughi	3ans	Sérum	Neg
186	M'sila	/	Mâle	Sloughi	1an	Sérum	Neg
187	M'sila	/	Mâle	Sloughi	1an	Sérum	Neg
188	M'sila	/	Mâle	Sloughi	1an	Sérum	Neg
189	M'sila	/	Femelle	Race locale	1an	Sérum	Neg
190	M'sila	/	Mâle	Sloughi	1an	Sérum	Neg
191	M'sila	/	Mâle	Sloughi	1an	Sérum	+1/40
192	M'sila	/	Mâle	Race locale	2ans	Sérum	+1/80
193	M'sila	/	Mâle	Race locale	2ans	Sérum	+1/40

N°	Wilaya	Date	Sexe	Race	Age	Prélèvement	Résultats
194	M'sila	/	Mâle	Race locale	2ans	Sérum	+1/80
195	M'sila	/	Mâle	Race locale	15ans	Sérum	Neg
196	M'sila	/	Femelle	Race locale	2ans	Sérum	+1/40
197	M'sila	/	Mâle	Race locale	3ans	Sérum	+1/40
198	M'sila	/	Mâle	Race locale	1an1/2	Sérum	Neg
199	M'sila	/	Mâle	Race locale	2ans	Sérum	Neg
200	M'sila	/	Mâle	Race locale	1an	Sérum	Neg
201	M'sila	/	Mâle	Race locale	1an	Sérum	Neg
202	M'sila	/	Mâle	Race locale	1an1/2	Sérum	Neg
203	M'sila	/	Mâle	Race locale	2ans	Sérum	+1/20
204	M'sila	/	Mâle	Race locale	2ans	Sérum	Neg
205	M'sila	/	Mâle	Race locale	2ans	Sérum	Neg
206	M'sila	/	Femelle	Race locale	1an	Sérum	Neg
207	Bouira	/	Mâle	Race locale	4ans	Sérum	+1/80
208	Bouira	/	Mâle	Berger Allemand	4ans	Sérum	+1/80
209	Bouira	/	Mâle	NI	NI	Sérum	Neg
210	Bouira	/	Femelle	NI	NI	Sérum	Neg
211	Bouira	/	Femelle	NI	NI	Sérum	Neg
212	Bouira	/	Mâle	Berger Allemand	NI	Sérum	Neg
213	Bouira	/	Mâle	NI	NI	Sérum	Neg
214	Bouira	/	Mâle	NI	NI	Sérum	Neg
215	Bouira	/	NI	NI	NI	Sérum	Neg
216	Bouira	/	Ni	NI	NI	Sérum	Neg
217	Bouira	/	Mâle	NI	NI	Sérum	Neg
218	Bouira	/	Mâle	NI	NI	Sérum	Neg
219	Bouira	/	Mâle	NI	NI	Sérum	Neg
220	Bouira	/	Mâle	NI	NI	Sérum	Neg
221	Bouira	/	Mâle	NI	NI	Sérum	Neg
222	Bouira	/	Femelle	NI	NI	Sérum	Neg
223	Bouira	/	Mâle	NI	NI	Sérum	Neg
224	Bouira	/	Mâle	NI	NI	Sérum	Neg
225	Bouira	/	Femelle	NI	NI	Sérum	Neg
226	Bouira	/	Mâle	NI	NI	Sérum	Neg
227	Bouira	/	Mâle	NI	NI	Sérum	Neg
228	Bouira	/	Mâle	NI	NI	Sérum	+1/80
229	Bouira	/	Mâle	NI	NI	Sérum	Neg
230	Bejaia	/	Mâle	Rottweiler	7mois	Sérum	+1/80
231	Bejaia	/	Mâle	Berger Allemand	11ans	Sérum	+1/80
232	Bejaia	/	Mâle	Berger Allemand	7ans	Sérum	Neg
233	Bejaia	/	Mâle	Berger Allemand	2ans	Sérum	+1/80
234	Bejaia	/	NI	NI	NI	Sérum	+1/80
235	Bejaia	/	NI	NI	NI	Sérum	+1/80
236	Bejaia	/	Mâle	Caniche	3ans	Sérum	Neg

N°	Bejaia	Date	Sexe	Race	Age	Prélèvement	Résultats
237	Bejaia	/	Mâle	NI	NI	Sérum	Neg
238	Bejaia	/	NI	NI	NI	Sérum	Neg
239	Bejaia	/	NI	NI	NI	Sérum	Neg
240	Bejaia	/	NI	NI	NI	Sérum	Neg
241	Bejaia	/	NI	NI	NI	Sérum	Neg
242	Bejaia	/	NI	NI	NI	Sérum	Neg
243	Bejaia	/	NI	NI	NI	Sérum	Neg
244	Bejaia	/	NI	NI	NI	Sérum	Neg
245	Bejaia	/	NI	NI	NI	Sérum	Neg
246	Bejaia	/	Mâle	Berger Allemand	4ans	Sérum	+1/80