



République Algérienne Démocratique et Populaire  
الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي  
Université IBN-KHALDOUN de TIARET  
جامعة ابن خلدون تيارت  
Institut des Sciences Vétérinaires  
معهد علوم البيطرة

## MEMOIRE

En vue de l'obtention du diplôme de magistère  
en sciences vétérinaires

*Option* : Chirurgie des petits animaux

**Intitulé :**

**Etude de l'ostéointégration d'une allogreffe  
orthotopique autoclavée couverte et implantée  
dans le fémur du chien**

*Présenté par* : BOUDRA Abdellatif

*Membres de jury* :

- **Président** : Pr MELIZI Mohamed

**Université de BATNA**

- **Examineur** : Dr BOUCIF Ahmed

**Université de TIARET**

- **Examineur** : Dr KHAYATI Baghdad

**Université de TIARET**

- **Rapporteur** : Dr AMARA Karim

**Université de TIARET**

# Dédicace

*Je dédie cet humble travail à:*

*La femme qui m'a donné la vie, qui a toujours cru en mes capacités et qui n'a jamais quitté mon esprit, ma très chère défunte mère.*

*L'homme qui a toujours su être présent à mes côtés, mon idole, mon très cher père, emblème de bonté et de simplicité.*

*La femme de ma vie avec laquelle tout est facile et réalisable, que dieu la garde, ma très chère épouse.*

*Mes sœurs, mon frère, ainsi que mes beaux parents, mes beaux frères, belles sœurs, mes neveux et nièces.*

*Tous mes amis Mohamed HAMDI, Amine BOUCIF, Amine AYADE, Yacine KALBAZA, Abdelkader ADIL, Messri Kamel, Mohamed TAKERRAT, Salim BENHAMOUDA, Yougourtha LAOUADI, Musa SURI, VANALETREN Willem, Zakareya DJALOUAT, Riadh BAGHDADLI, BELHOUDJEB Amine, Islam DJALOUAT, Nadir BENBELKACEM, Saïd SAIM, Abdelkader AMMAM, Mhamed MARKEN, Mokhtar BOUZIANE, Hicham MIMICHE, Hadjer BOUCEDRA, Ibtissem BOUSSRI et Asma BOUSRI.*

# Remerciements

Je loue et rends grâce à Allah de m'avoir donné la détermination et le courage tout au long de ce parcours de recherche et d'expérimentation pour mener à bien ce travail.

Je remercie notre prophète et éducateur  
que la paix et le salut d'Allah soient sur lui.

Un remerciement particulier à mon encadreur le **Dr AMARA Karim** pour toute la peine qu'il s'est donné et de n'avoir ménagé aucun effort pour m'aider et m'encourager, en dépit de ses nombreux engagements. Toute ma gratitude pour sa présence et son assistance, de jour comme de soir.

Je remercie d'avance les membres de jury qui viendront consacrer leur précieux temps à prendre connaissance de ce travail et de considérer sa valeur dans tous ses aspects.

Mes remerciements aux membres de jury qui vont consacrer de leur précieux temps à la lecture de ce travail :

**Monsieur le Professeur MELIZI Mohamed**

De l'institut vétérinaire de BATNA pour avoir accepté de présider ce jury. Qu'il trouve ici l'expression de mes hommages respectueux.

**Monsieur le Docteur BOUCIF Ahmed**

Pour avoir accepté de participer à ce jury et de juger ce travail. Sincères remerciements.

**Monsieur le Docteur KHAYATI BAGHDAD**

Pour avoir accepté de participer à ce jury et de juger ce travail. Sincères remerciements.

Un remerciement sincère à M. Khaled BELMOKHTAR, responsable de la bibliothèque de l'institut vétérinaire, et l'ensemble de mes enseignants en post graduation et graduation, dont je salue les efforts qu'ils ont fournis à nous encadrer et à nous conseiller tout au long des années.

Je remercie Dr. SI MERABET Sihem, résidente en réa pédiatrique, CHU d'Oran, ainsi que Dr. Amine BOULAHIA, assistant en radiologie à L'EPH de Tiaret et au Pr BENSELAMA Mohamed Rachid, professeur en orthopédie CHU d'Alger pour sa gentillesse, son aide et ses conseils. Sincères remerciements.

Je remercie tout le personnel du centre d'imagerie de Dr. ZENAK

Je remercie également mes amis : HAMDI, KALBAZA, MADANI, BOUKNINE et MAHMOUDI, les étudiants du magistère de chirurgie des petits animaux de l'institut vétérinaire de Tiaret.

Je remercie tous le personnel de l'institut vétérinaire de Tiaret.

*Mes remerciements à tous ceux qui ont collaboré de près ou de loin à réaliser ce travail.....*

# Liste des figures

<b>Figure N° I-1</b> : Structure générale des os longs .....	4
<b>Figure N° I-2</b> : Os compact .....	9
<b>Figure N° I-3</b> : l'irrigation au niveau de l'os .....	10
<b>Figure N° I-4</b> : Réseau veineux de l'os .....	10
<b>Figure N° I-5</b> : montre l'ostéologie du fémur gauche du chien .....	12
<b>Figure N° I-6</b> : montre les insertions des muscles de la cuisse gauche du chien .....	13
<b>Figure N° I-7</b> : Les muscles de la région latérale de la cuisse .....	14
<b>Figure N° I-8</b> : L'innervation de la cuisse .....	15
<b>Figure N° I-9</b> : montre l'irrigation de la cuisse .....	17
<b>Figure N° I-10</b> : La signalisation des cellules lors de chimiotactisme et la prolifération cellulaire durant la réparation osseuse .....	18
<b>Figure N° I-11</b> : Minéralisation de l'os .....	20
<b>Figure N° I-12</b> : montre présentation schématique d'un cône de forage .....	21
<b>Figure N° II-1</b> : l'utilisation de la greffe osseuse pour la réparation des fractures .....	30
<b>Figure N° III-1</b> : montre Abeille récoltant et portant deux gouttelettes de propolis .....	35
<b>Figure N° III-2</b> : Montre la composition générale de la propolis .....	36
<b>Figure N° III-3</b> : Montre les propriétés biologiques et pharmacologiques de la propolis .....	38
<b>Figure N° IV-5</b> : Incidence latérale .....	45
<b>Figure N° IV-1</b> : montre les densités sur une radiographie .....	46
<b>Figure N° IV-2</b> : Ostéomyélite du radius, on observe une érosion de la corticale .....	49
<b>Figure N° IV-3</b> : Tumeur osseuse maligne caractéristique. Présence de triangle de Codman .....	49
<b>Figure N° V-1</b> : Photographie montrant le matériel chirurgical de routine .....	51
<b>Figure N° V-2</b> : Photographie montrant les différents diamètres de broches de type Steinmann à 2 pointes.....	51
<b>Figure N° V-3</b> : Photographie montrant une scie fil inoxydable avec ses poignées.....	52
<b>Figure N° VI-4</b> : Photographie montrant une bobine de fil métallique inoxydable de différents diamètres.....	52
<b>Figure N° VI-5</b> : Photographie montrant un coupe broche.....	52
<b>Figure N° VI-6</b> Photographie montrant un mandrin Jacobson avec sa clé.....	53
<b>Figure N° V-7</b> : Photographie montrant un greffon dans des sachets d'autoclavage.....	53
<b>Figure N° V-8</b> : Photographie montrant une boîte contenant des arkogélules de propolis.....	53
<b>Figure N° V-9</b> : Photographie montrant un greffon couvert avec une fine couche de propolis.....	54
<b>Figure N° V-10</b> : Photographie montrant un autoclave de type A.....	54
<b>Figure N° V-11</b> : Photographie montrant un appareil de radiographie numérique.....	54
<b>Figure N° V-12</b> : Photographie montrant le matériel orthopédique.....	57
<b>Figure N° V-13</b> : Photographie montrant l'étape d'autoclavage.....	57

<b>Figure N° V-14 :</b> La cuisse gauche préalablement rasée et désinfectée par de la Bétadine.....	58
<b>Figure N° V-15 :</b> le chien est mis sur la table chirurgicale sur son côté droit, ensuite la mise en place d'un champ opératoire stérile.....	58
<b>Figure N° V-16 :</b> Photographie du mode de la prise du cliché radiologique par un appareil numérique.....	60
<b>Figure N° V-17 :</b> Radiographie du fémur gauche d'un chien .....	60
<b>Figure N° V-18 :</b> Photographie per-opératoire montrant le repérage de la ligne d'incision.....	61
<b>Figure N°V-19 :</b> Photographie per-opératoire montrant une incision longitudinale de la peau et dilacération de la graisse sous cutanée .....	61
<b>Figure N°V-20 :</b> Photographie per-opératoire montrant la section du fascia lata et la mise en évidence du muscle vaste latéral.....	61
<b>Photo N°V-21 :</b> Photographie per-opératoire montrant la réclinaison du corps du muscle biceps fémoral vers l'arrière et du muscle vaste latéral et du fascia lata vers l'avant.....	62
<b>Figure N°V-22 :</b> Photographie per-opératoire montrant la section du périoste.....	62
<b>Figure N°V-23 :</b> Photographie per-opératoire montrant deux ciseaux courbés ouverts l'un en face de l'autre sous la diaphyse fémorale .....	62
<b>Figure N°V-24 :</b> Photographie per-opératoire montrant le passage du scie fil .....	63
<b>Figure N°V-25 :</b> Photographie per-opératoire montrant la section manuelle de la diaphyse fémorale gauche d'un chien par une scie fil .....	63
<b>Figure N°V-26 :</b> Photographie per-opératoire montrant la section manuelle d'un centimètre de la diaphyse fémorale à l'aide du scie fil.....	63
<b>Figure N°V-27 :</b> Photographie per-opératoire montrant la mise en place de la broche à l'aide d'un mandrin dans la partie proximale de la diaphyse fémorale, jusqu'à sa sortie au niveau de la fosse trochantérienne .....	64
<b>Figure N°V-28 :</b> Photographie per-opératoire montrant le Perçage des deux abouts diaphysaires de la partie proximale et distale de l'os, à l'aide d'une broche de 2 mm de diamètre .....	64
<b>Figure N°V-29 :</b> Photographie per-opératoire montrant un trou réalisé par une broche de 2 mm de diamètre.....	64
<b>Figure N°V-30 :</b> Photographie per-opératoire montrant le passage du fil métallique au niveau du trou de la diaphyse proximale, puis par le canal médullaire du greffon, et enfin par le trou de la diaphyse distale.....	65
<b>Figure N° V-31 :</b> Photographie per-opératoire montrant la mise en place d'un greffon sans propolis .....	65
<b>Figure N°V-32 :</b> Photographie per-opératoire montrant l'estimation de l'enfoncement complet du clou par rapport à un clou de la même longueur.....	65
<b>Figure N°V-33 :</b> Photographie per-opératoire montrant le maintien du greffon à l'aide d'un fil métallique.....	66
<b>Figure N° V-34 :</b> Photographie per-opératoire montrant la suture de la peau avec des points simples séparés.....	66
<b>Figure N° VI-1 :</b> Photographie montrant la sortie de la broche .....	69
<b>Figure N° VI-2 :</b> Photographie montrant l'immobilisation de l'animal en cage, deux semaines après l'intervention.....	69

<b>Figure N° VI-3</b> : Photographie montrant l'immobilisation de l'animal en cage, sans possibilité d'appui.....	70
<b>Figure N° VI-5</b> : Photographie montrant l'appui de l'animal à 75 j après l'intervention.....	71
<b>Figure N° VI-7</b> : Photographie montrant un appui partiel en station debout dès la première semaine, disparition du gonflement.....	72
<b>Figure N° VI-9</b> : Photographie montrant un appui en station debout .....	73
<b>Figure N° VI-10</b> : Radiographie postopératoire, premier cas sans propolis Rex ».....	75
<b>Figure N° VI-11</b> : Radiographie à 15 jours premier cas sans propolis « Rex ».....	75
<b>Figure N° VI-12</b> : Radiographie postopératoire, deuxième cas sans propolis « Foxy ».....	76
<b>Figure N° VI-13</b> : Radiographie à 15 jours, deuxième cas sans propolis « Foxy ».....	76
<b>Figure N° VI-14</b> : Radiographie postopératoire, troisième cas sans propolis « Maxia ».....	77
<b>Figure N° VI-15</b> : Radiographie à 15 jours, troisième cas sans propolis « Maxia ».....	77
<b>Figure N° VI-16</b> : Radiographie à 30 jours, troisième cas sans propolis « Maxia ».....	78
<b>Figure N° VI-17</b> : Radiographie à 45 jours, troisième cas sans propolis « Maxia ».....	78
<b>Figure N° VI-18</b> : Radiographie post-opératoire, quatrième cas sans propolis « Alexia ».....	79
<b>Figure N° VI-19</b> : Radiographie à 15 jours, quatrième cas sans propolis « Alexia ».....	79
<b>Figure N° VI-20</b> : Radiographie à 30 jours, quatrième cas sans propolis « Alexia ».....	80
<b>Figure N° VI-21</b> : Radiographie à 45 jours, quatrième cas sans propolis « Alexia ».....	80
<b>Figure N° VI-22</b> : Radiographie à 60 jours, quatrième cas sans propolis « Alexia ».....	81
<b>Figure N° VI-23</b> : Radiographie après une sortie spontanée de la broche (75 jours du post opératoire quatrième cas sans propolis « Alexia ».....	81
<b>Figure N° VI-24</b> : Radiographie à 10 jours après la sortie spontanée de la broche (85 jours post -opératoire),quatrième cas sans propolis « Alexia ».....	82
<b>Figure N° VI-25</b> : Radiographie postopératoire premier cas avec propolis « Rane ».....	82
<b>Figure N° VI-26</b> : Radiographie à 15 j, premier cas avec propolis « Rane ».....	83
<b>Figure N° VI-27</b> : Radiographie à 30 j, premier cas avec propolis « Rane ».....	83
<b>Figure N° VI-28</b> : Radiographie à 45 j, premier cas avec propolis « Rane ».....	84
<b>Figure N° VI-29</b> : Radiographie à 60 j, premier cas avec propolis « Rane ».....	84
<b>Figure N° VI-30</b> : Radiographie à 75 j, premier cas avec propolis « Rane ».....	85
<b>Figure N° VI-31</b> : Radiographie après retrait de la broche (90 j du post-opératoire, premier cas avec propolis « Rane ».....	85
<b>Figure N° VI-32</b> : Radiographie post-opératoire, deuxième cas avec propolis « Dane » .....	86
<b>Figure N° VI-33</b> : Radiographie à 15 j, deuxième cas avec propolis « Dane ».....	86
<b>Figure N° VI-34</b> : Radiographie à 30 j, deuxième cas avec propolis « Dane » .....	87
<b>Figure N° VI-35</b> : Radiographie à 45 j, deuxième cas avec propolis « Dane ».....	87
<b>Figure N° VI-36</b> : Radiographie à 60 j, deuxième cas avec propolis « Dane ».....	88
<b>Figure N° VI-37</b> : Radiographie à 75 j, deuxième cas avec propolis « Dane ».....	88
<b>Figure N° VI-38</b> : Radiographie après retrait de la broche (3 mois et 15 j du post-opératoire), deuxième cas avec propolis « Dane ».....	89
<b>Figure N° VI-39</b> : Radiographie post opératoire, troisième cas avec propolis « Vane ».....	89
<b>Figure N° VI-40</b> : Radiographie à 15 j, troisième cas avec propolis « Vane ».....	90
<b>Figure N° VI-41</b> : Radiographie à 30 j, troisième cas avec propolis « Vane ».....	90

<b>Figure N° VI-42</b> : Radiographie à 45 j, troisième cas avec propolis « Vane ».....	91
<b>Figure N° VI-43</b> : Radiographie à 60j, troisième cas avec propolis « Vane ».....	91
<b>Figure N° VI-44</b> : Radiographie à 75 j, troisième cas avec propolis « Vane ».....	92
<b>Figure N° VI-45</b> : Radiographie à 90j, troisième cas avec propolis « Vane ».....	92
<b>Figure N° VI-46</b> : Radiographie à trois mois et 15j, après le retrait de la broche troisième cas avec propolis « Vane ».....	93
<b>Figure N° VI-47</b> : Radiographie postopératoire quatrième cas avec propolis « Yan ».....	93
<b>Figure N° VI-48</b> : Radiographie à 15j, quatrième cas avec propolis « Yan ».....	94
<b>Figure N° VI-49</b> : Radiographie à 30 j, quatrième cas avec propolis « Yan ».....	94
<b>Figure N° VI-50</b> : Radiographie à 45 j, quatrième cas avec propolis « Yan ».....	95
<b>Figure N° VI-51</b> : Radiographie à 2 mois, quatrième cas avec propolis « Yan ».....	95
<b>Figure N° VI-52</b> : Radiographie à 2 mois et 15 j, quatrième cas avec propolis « Yan ».....	96
<b>Figure N° VI-53</b> : Radiographie à 2 mois et 15 j, quatrième cas avec propolis « Yan ».....	96

# Liste des tableaux

<b>Tableau N°II-1</b> : La force de l'implant à éliminer la force de l'angulation .....	34
<b>Tableau N° IV-1</b> : Les constantes radiologiques selon les régions anatomiques .....	44
<b>Tableau N° V-1</b> : La quantité de produit anesthésique administré pour chaque animal .....	56
<b>Tableau N° VI-1</b> : Résultats cliniques de l'appui du membre opéré .....	67
<b>Tableau N° VI-2</b> : Les complications enregistrées au cours du suivi clinique .....	68
<b>Tableau N° VI-3</b> : Les résultats du suivi radiologique de l'interaction hôte-greffon .....	74
<b>Tableau N° VI-2</b> : Suivi de l'évolution radiologique du cal osseux .....	74

# Liste des abréviations

- °C : degré Celsius
- cm : centimètre
- g : gramme
- h : heure
- IV : intraveineuse
- IM : intramusculaire
- j : jour
- Kg : kilogramme
- mg : milligramme
- min : minute
- M : Muscle
- N : Nerf
- ml : millimètre
- N° : numéro
- SC : sous-cutanée
- T° : température
- USP : United state pharmacopeia
- N : pas d'appui (Négatif)
- P : présence d'appui (positif)
- Se : semaine
- <+> : élimination de l'effet réalisée mais l'immobilisation supplémentaire est nécessaire
- <<->> : Neutralisation de l'effet n'est pas réalisée
- <<+>> : Neutralisation de l'effet est réalisée
- MEC : Matrice Extracellulaire
- Incor : incorporation
- N Incor : Absence d'incorporation
- +++++ : Excellent
- +++ : Bon
- ++ : Moyen
- + : Faible
- - : Absence
- ECMS : enclouage centromédullaire simple

# Sommaire

Dédicace .....	I
Remerciements.....	II
Liste des figures.....	III
Liste des tableaux.....	IV
Liste des abréviations.....	V
Sommaire.....	VI
Introduction	
1. Introduction.....	1
2. Problématique.....	2

## **Partie bibliographique**

---

### **Chapitre I : Rappel anatomophysiologique**

---

I-1. Le tissu osseux.....	3
I-1-1. Introduction.....	3
I-2. Morphologie des tissus osseux .....	4
I-3. Les enveloppes osseuses .....	4
I-3-1. Le périoste.....	4
I-3-2. L'endoste.....	5
I-4. La composition de l'os.....	5
I-4-1. Les cellules du tissu osseux.....	5
I-4-1-1. Les cellules ostéoprogénitrices.....	5
I-4-1-2. Les ostéoblastes.....	6
I-4-1-3. Les ostéocytes.....	6
I-4-1-4. Les ostéoclastes.....	7
I-4-2. La matrice extracellulaire .....	7
I-4-2-1. La portion organique.....	7
I-4-2-2. La portion minérale.....	7
I-5. L'organisation du tissu osseux.....	8
I-5-1. L'os non lamellaire.....	8
I-5-2. L'os lamellaire.....	8
I-5-2-1. L'os compact, le tissu osseux haversien.....	8
I-5-2-2. Le tissu osseux spongieux (ou trabéculaire) .....	9
I-6. La vascularisation osseuse .....	9
I-7. L'anatomie de la cuisse.....	11
I-7-1. L'os de la cuisse.....	11
I-7-2. Les insertions musculaires.....	12
I-7-3. Les muscles de la cuisse.....	13
I-7-3-1. Face crâniale (ou dorsale).....	13
I-7-3-2. Face latérale.....	14
I-7-3-3. La face caudale.....	14
I-7-4. L'innervation de la région fémorale (cuisse).....	15
I-7-4-1. Le Nerf Fémoral.....	15
I-7-4-2. Le nerf saphène.....	15
I-7-4-3. Le nerf sciatique.....	15
I-7-5. La vascularisation de la région fémorale.....	16

I-7-5-1. L'irrigation de la région fémorale.....	16
I-7-5-1-1. L'artère fémorale profonde.....	16
I-7-5-1-2. L'artère fémorale.....	16
I-7-5-1-3. L'artère saphène.....	16
I-7-5-2. Drainage de la région fémorale.....	17
I-7-5-2-1. La veine fémorale.....	17
I-7-5-2-2. La veine saphène.....	17
I-8. La physiologie des pertes de substances osseuses.....	18
I-8-1. Les différentes étapes de la cicatrisation osseuse .....	18
I-8-1-1. L'hématome fracturaire.....	18
I-8-1-2. Stade du cal mou ou primaire.....	20
I-8-1-3. Le cal dur.....	21
I-8-1-4. Le remodelage.....	21

---

## Chapitre II : Greffe osseuse

---

II-1. Historique de la greffe osseuse .....	23
II-2. Terminologies de la greffe osseuse .....	24
II-2-1. L'origine.....	24
II-2-2. L'emplacement.....	25
II-2-3. Le type .....	25
II-3. Particularités de la greffe osseuse .....	25
II-4. Les raisons de l'utilisation de la greffe centromédullaire.....	26
II-5. Fonction du greffon osseux.....	27
II-6. Les facteurs influençant l'incorporation de la greffe osseuse.....	28
II-6-1. Technique chirurgicale.....	29
II-7. Les méthodes de conservation des greffes .....	29
II-7-1. Technique de congélation et lyophilisation.....	30
II-7-2. Techniques d'ébullition.....	30
II-7-3. Technique de traitement de la greffe par merthiolite.....	31
II-7-4. Technique de décalcification de l'allogreffe.....	31
II-7-5. Technique de déprotéinisation de la greffe .....	31
II-7-6. Technique de stérilisation de la greffe par l'autoclave .....	31
II-8. L'immuno-inhibition.....	31
II-9. L'incorporation du greffon ou de la greffe osseuse.....	32
II-10. Techniques d'immobilisation de l'implant osseux et l'évaluation de l'incorporation.....	33

---

## Chapitre III : La propolis

---

III-1. Introduction .....	35
III-2. Composition de la propolis.....	35
III-3. Propriétés thérapeutiques .....	36

---

## Chapitre IV : Imagerie médicale

---

IV-1. Introduction.....	40
IV-2. Les différentes techniques d'imagerie médicale .....	40
IV-2-1. L'échographie.....	40
IV-2-2. La Scintigraphie osseuse .....	40
IV-2-3. Le scanner et l'IRM.....	40
IV-2-4. La radiologie.....	41
IV-2-4-1. Introduction.....	41
IV-2-4-2. Radiologie conventioinnelle ou analogique.....	41
IV-2-4-3. Radiologie numérique.....	41
IV-2. Les composants de l'Appareil radiologique.....	42
IV-3. Les préparatifs avant toutes prises radiographiques.....	43
IV-3-1. Préparation du matériel.....	43
IV-3-2. Préparation du patient.....	43
IV-3-3. Contention et anesthésie générale.....	43
IV-3-4. Prise de Radio.....	44
IV-3-5. Choix des constantes.....	44
IV-4. Radiographie de fémur.....	45
IV-4-1. Incidence latérale.....	45
IV-5. Interprétation chronologique des signes radiologiques de fracture .....	45
IV-5-1. Les signes qui accompagnent une réparation de fracture .....	45
IV-5-2. Les différentes densités radiographiques.....	46
IV-5-3. Relativité des différentes densités radiologiques.....	46
IV-6. Réponses de l'os aux agressions et aux maladies.....	47
IV-6-1. Diminution de l'opacité.....	47
IV-6-2. Augmentation de l'opacité .....	47
IV-6-3. Réaction périostée.....	48
IV-6-3-1. Lisse et continue.....	48
IV-6-3-2. Lamellaire ou en pelure d'oignon .....	48
IV-6-3-3. Réaction en palissade.....	48
IV-6-3-4. Spiculaire.....	48
IV-6-3-5. Amorphe.....	48
IV-6-3-6. Le triangle de Codman.....	49

## Partie expérimentale

---

### Chapitre V : . Matériels et méthodes

---

V. Matériels et méthodes.....	50
V-1. Matériel.....	50
V-1-1. Animaux d'expérimentation.....	50
V-1-2. Matériel chirurgical.....	50
V-1-3. Autre matériel.....	51
V-2. Méthodes.....	55
V-2-1. Description de l'expérimentation .....	55
V-2-2. Préparation du greffon .....	55
V-2-3. Protocole anesthésique.....	55
V-2-4. Les préparatifs de l'acte chirurgical.....	57

V-2-4-1. Préparation du matériel.....	57
V-2-4-2. Préparation du patient .....	57
V-2-4-3. Préparation du chirurgien .....	58
V-2-5. L'intervention chirurgicale.....	58
V-2 -6. Les paramètres du suivi .....	60
V-2-6-1. Suivi clinique.....	60
V-2-6-2. Suivi radiologique.....	60

---

## Chapitre VI : Résultats

---

VI-1. Les résultats cliniques per et postopératoire.....	67
VI-1-1. Résultats cliniques de la greffe sans propolis (groupe témoin).....	68
VI-1-1-1. Premier cas clinique (Rex).....	68
VI-1-1-2. Deuxième cas clinique (Foxy) .....	69
VI-1-1-3. Troisième cas clinique (Maxia) .....	70
VI-1-1-4. Quatrième cas clinique (Alexia).....	70
VI-1-2. Les cas traités par la propolis .....	71
VI-1-2-1. Premier cas clinique (Rane) .....	71
VI-1-2-2. Deuxième cas clinique (Dane) .....	71
VI-1-2-3. Troisième cas clinique (Van) .....	72
VI-1-2-4. Quatrième cas clinique (Yan) .....	73
VI-2. Les résultats radiologiques .....	73
VI-2-1. Les résultats radiologiques des greffes sans propolis.....	75
VI-2-1-1. Cas N° 01 « REX » .....	75
VII -2-1-2. Cas N° 02 « FOXY ».....	76
VI -2-1-3. Cas N ° 03 « MAXIA ».....	77
VI -2-1-4. Cas N° 04 « ALEXIA ».....	79
VI -2-2. Les cas traités avec la propolis.....	82
VI -2-2-1. Cas N01 « RANE ».....	82
VI -2-2-2 Cas N° 02 « DANE ».....	86
VI -2-2-3. Cas N°3 « VAN ».....	89
VI -2-2-4. Cas N° 04 « YAN ».....	93

---

## Chapitre VII : Discussion

---

Discussion .....	97
------------------	----

---

## Chapitre VIII : Conclusion et recommandations

---

VIII -1. Conclusion .....	101
VIII -2. Recommandations.....	102
<b>Références Bibliographiques.....</b>	<b>103</b>

# **Introduction**

## 1. Introduction :

L'os est le second tissu le plus souvent transplanté dans le corps humain avec 600.000 procédures de greffes effectuées chaque année. Une grande variété de greffons osseux et des substituts osseux, chacun avec des caractéristiques très différentes, est à la disposition du chirurgien orthopédique pour diverses procédures de reconstruction, telle que l'arthrodèse, la réparation des fractures traumatiques, implant maxillo-facial, et comblement des cavités conséquentes à des résections des tumeurs, ainsi que le curetage des kystes.

Le traitement des pertes osseuses avec une greffe est un domaine sous-estimé qui peut potentiellement aider les patients à réaliser un retour plus rapide aux activités normales. (Miller et Block ; 2011).

La greffe osseuse est un matériel ubiquitaire en chirurgie orthopédique ; puisqu' il est utilisé dans toutes les sous-spécialités et les majorités des régions anatomiques (Markel ; 2012). Encore aujourd'hui, la greffe autologue demeure la méthode de référence, malgré ses inconvénients (augmentation de la durée d'intervention et du risque chirurgical, douleurs résiduelles, quantité limitée) (Razafimhandry et *al* ; 2001).

L'allogreffe représente une alternative pour les pertes osseuses segmentaires massives mais se heurte souvent à plusieurs contraintes, notamment le problème d'infection, échec de l'incorporation, ainsi que la diminution avec le temps des propriétés mécaniques entraînant la fracture du greffon (Amorosa *et al* ; 2013).

Le but de notre étude est de :

- Apprécier le pouvoir ostéoconducteur des allogreffes autoclavées couvertes par la propolis ;
- Connaître les capacités de stimulation du greffon vis-à-vis de l'os receveur (ostéoinduction) afin d'accélérer l'ostéointégration ;
- Pouvoir contrôler le phénomène d'ostéoinduction ;
- Confirmer l'effet anti-infectieux, anti-inflammatoire, anesthésique, et immuno-modulateur de la propolis.

### **2. Problématique :**

Dans l'éventail des fractures rencontrées chez les carnivores domestiques, il en est certaines auxquelles on ne peut appliquer tous les principes de base de l'ostéosynthèse classique.

Parmi celles-ci, les pertes de substances importantes dans les fractures multiples ou comminutives, remplir les cavités ou les pertes dues à des kystes, ou des tumeurs osseuses retirées par des interventions correctrices, en région diaphysaire des os longs ; ce qui rend la greffe osseuse une alternative de choix.

L'allogreffe reste la meilleure solution pour combler les pertes osseuses importante. L'objectif de notre étude est de réduire ,voire, éliminer les contraintes dues à l'usage des greffons allogéniques, en stérilisant ces derniers par autoclavage même si cela fragilise et engendre une diminution de la résistance du greffon à la compression, et de couvrir les greffons allogéniques autoclavés de fines couches de propolis ; ce qui va éviter les transmissions des maladies, diminuer les risques immunitaires, et de renforcer le greffon fragilisé par l'autoclavage.

Enfin, cette étude nous permettra de connaître si les greffons allogéniques autoclavés couverts de propolis possèdent un pouvoir ostéoinducteur et ostéoconducteur permettant une intégration osseuse rapide.

**Partie**  
**bibliographique**

# **Chapitre I**

## **Rappel anatomophysiologique**

## I-1. Le tissu osseux :

### I-1-1. Introduction

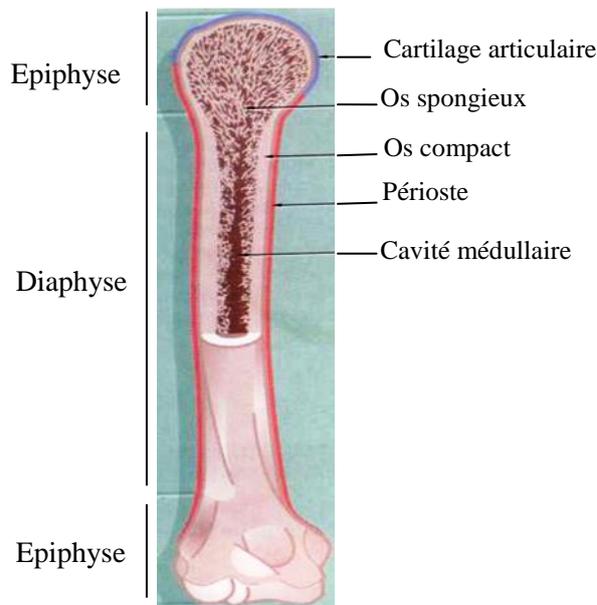
Le squelette constitue la charpente du corps. Tous les tissus contribuant au squelette sont d'origine mésenchymateuse : ce sont le tissu osseux, le cartilage et divers types de tissus conjonctifs (Dadoune et Siffori ; 2000).

L'os est un tissu éminemment dynamique, objet de remaniements constants associant des processus d'édification (ostéogénèse) et de dégradation (ostéolyse). L'os est un tissu conjonctif calcifié et vascularisé (Gartner et Hiatt ; 1994) selon André et *al* (2008) Le squelette a 3 fonctions :

- **Fonction mécanique** : le tissu osseux est un des tissus les plus résistants de l'organisme, capable de supporter des contraintes mécaniques, donnant à l'os son rôle de soutien du corps et de protection des organes ;
- **Fonction métabolique** : le tissu osseux est un tissu dynamique, constamment remodelé sous l'effet des pressions mécaniques, entraînant la libération ou le stockage de sels minéraux, et assurant ainsi dans une large mesure (conjointement avec l'intestin et les reins) le contrôle du métabolisme phosphocalcique ;
- **Fonction hématopoïétique** : les os renferment dans leurs espaces médullaires, la moelle hématopoïétique, dont les cellules souches, à l'origine des 3 lignées de globules du sang, se trouvent au voisinage des cellules osseuses.

### I-2. Morphologie des tissus osseux :

Le critère le plus souvent retenu pour la classification des os est leur forme ; c'est ainsi que l'on reconnaît trois types d'os (Chancrin ; 1992). Les os courts (vertèbres, os du carpe, os du tarse), les os plats (crâne, ilium, scapula) et les os longs comme l'humérus, le fémur ou le tibia, servent classiquement de modèle pour décrire la structure des os. Un os long typique chez l'adulte est constitué d'une partie centrale cylindrique appelée diaphyse, et de deux extrémités élargies et arrondies appelées épiphyses, couvertes de cartilage articulaire. Des régions coniques, appelées métaphyses, connectent la diaphyse à chaque épiphyse. La forme particulière des os longs leur confère la capacité de résister aux forces de tension, de traction et de cisaillement (Toppets et *al* ; 2004).

**Figure N°I-1 :**

Structure générale des os longs et l'aspect morphologique des deux types d'os lamellaire du squelette mature, l'os compact (zone corticale) et l'os spongieux (zone médullaire) (Wheater et *al* ; 2001).

### I-3. Les enveloppes osseuses :

Selon Toppets et *al* (2004) les populations cellulaires de l'os se distribuent en deux lieux distincts :

- Les cellules ostéocytaires sont localisées dans la matrice osseuse ;
- Les autres cellules sont localisées sur les surfaces cellulaires dans des enveloppes morphologiquement distinctes : l'endoste et le périoste.

#### I-3-1. Le périoste :

Le périoste est fait de deux couches, la couche fibreuse et une couche ostéogénique (Gartner et Hiatt ; 1994). Il recouvre entièrement l'os, sauf au niveau des surfaces articulaires, des insertions tendineuses, ligamentaires et certains sites comme la zone sous capsulaire du col du fémur. Il est très vascularisé (Wheater et *al* ; 2001). Le périoste fibreux est constitué d'un réseau dense de fibres de collagène (Gartner et Hiatt ; 1994, Toppets et *al* ; 2004).

Les fibres collagéniques des tendons et des ligaments se mêlent à celles du périoste et les traversent pour s'insérer sur le tissu osseux sous-jacent. La couche interne du périoste porte le nom de périoste cellulaire parce qu'elle abrite des cellules mésenchymateuses, des cellules ostéoprogénitrices, des ostéoblastes et des ostéoclastes. Pendant le développement et la croissance, les ostéoblastes du périoste permettent l'accroissement en épaisseur de l'os par des dépôts successifs d'os lamellaire. Chez l'adulte, elles assurent l'entretien des couches osseuses sous-jacentes, le remodelage osseux et la réparation en cas de fractures (Toppets et *al* ; 2004).

Le périoste est lié au tissu osseux sous-jacent par des faisceaux de fibres de collagène, appelées fibres de Sharpey qui peuvent traverser toute l'épaisseur de la corticale osseuse (Wheater et *al* ; 2001).

**I-3-2. L'endoste :**

La cavité médullaire est bordée par un endoste, constituée de cellules ostéogéniques, d'ostéoblastes et occasionnellement d'ostéoclastes (Gartner et Hiatt ; 1994) les travées osseuses d'os spongieux qui bordent la moelle osseuse (endoste trabéculaire) ; ainsi que les canaux de Havers (endoste ostéonien). L'endoste cortical et l'endoste trabéculaire sont en continuité et forment la limite interne de l'os. L'endoste ostéonien met en relation le périoste et l'endoste cortical via les canaux de Volkmann. Ceci explique pourquoi l'endoste contient des cellules identiques à celles du périoste cellulaire (Toppets et *al* ; 2004). Par contre, l'endoste fibreux contient du tissu conjonctif lâche tapissant la cavité médullaire (Gartner et Hiatt ; 1994).

**I-4. La composition de l'os :**

Le tissu osseux est constitué de cellules : les ostéoblastes, les ostéocytes et les ostéoclastes, ainsi que d'une matrice extracellulaire (Dadoune et Siffori ; 2000, Wheeler et *al* ; 2001, Toppets et *al* ; 2004, André et *al* 2008).

**I-4-1. Les cellules du tissu osseux :**

Il existe quatre principaux types de cellules osseuses :

- Les cellules ostéoprogénitrices ;
- Les ostéoblastes ;
- Les ostéocytes ;
- les ostéoclastes (Toppets et *al* ; 2004, André et *al* 2008).

**I-4-1-1. Les cellules ostéoprogénitrices :**

Les cellules ostéoprogénitrices dérivent des cellules mésenchymateuses primitives et forment une population de cellules souches qui peuvent se différencier en cellules plus spécialisées formant l'os : les ostéoblastes et les ostéocytes. Dans l'os mature, où le taux de renouvellement est faible, les cellules ostéoprogénitrices apparaissent petites et fusiformes, ressemblant à des fibroblastes. Apparemment quiescentes, ces cellules recouvrent les surfaces osseuses. On les appelle également « resting ostéoblast » ou « endosteal lining cells » (Toppets et *al* ; 2004).

**I-4-1-2. Les ostéoblastes :**

Les ostéoblastes dérivent de cellules mésenchymateuse situées dans un feuillet interne, l'endoste ou externe, le périoste (Cross et Mercer ; 1993). Ils sont reliés entre eux et avec les ostéocytes par des jonctions communicantes. Leur membrane plasmique renferme en abondance de la phosphatase alcaline. (Chavassieux et Meunier ; 2003, Toppets et *al* ; 2004). L'ostéoblaste joue également un rôle de régulation et d'information à la surface de l'os (Shuto

et *al* ; 1997) elles synthétisent le composant organique de la MEC (ostéoïde) (Stevens et Lowe ; 1997) ; de ce fait, leur cytoplasme est riche en organites impliqués dans la synthèse protéique (réticulum endoplasmique granulaire abondant (appareil de Golgi volumineux) et la sécrétion de macromolécules matricielles (Chavassieux et Meunier ; 2003, Toppets et *al* ; 2004).

Selon André et *al* (2008) Le devenir des ostéoblastes peut se faire selon trois (03 voies) :

- Transformation en ostéocytes en s'entourant complètement de MEC ;
- Mise au repos sous la forme de cellules bordantes tapissant les surfaces osseuses ;
- Mort par apoptose.

#### **I-4-1-3. Les ostéocytes :**

Ce sont des ostéoblastes différenciés, incapables de se diviser, entièrement entourés (emprisonnés) dans la matrice qu'ils ont synthétisée (Toppets et *al* ; 2004). Les ostéocytes sont des ostéoblastes inactifs reposants dans l'os minéralisé (Stevens et Lowe ; 1997). Elles siègent dans des logettes (ostéoplastes) d'où partent des canalicules anastomosés contenant leurs prolongements cytoplasmiques, fins, nombreux, plus ou moins longs, reliés entre eux par des jonctions communicantes (Gartner et Hiatt ; 1994). Leur corps cellulaire est de plus petite taille que celui des ostéoblastes, fusiforme, possédant moins d'organites que les ostéoblastes. Les ostéocytes, avec des capacités de synthèse et de résorption limitées, participent au maintien de la matrice osseuse et contribuent à l'homéostasie de la calcémie (André et *al* ; 2008). Ils n'augmentent pas la masse osseuse, mais sont essentiels pour le renouvellement continu de la matrice extracellulaire (Cross et Mercer ; 1993).

Les ostéoblastes et les ostéocytes dérivent d'une cellule mésenchymateuse primitive appelée cellule ostéoprogénitrice (Wheater et *al* ; 2001).

#### **I-4-1-4. Les ostéoclastes :**

La résorption osseuse est assurée par de grandes cellules multinucléées appelées ostéoclastes (Chavassieux et Meunier ; 2003) qui s'observent souvent dans des dépressions creusées à la surface de l'os appelées lacune de howship (Wheater et *al* ; 2001) et peuvent contenir plus de 50 noyaux (Kühnel ; 2003). La membrane de ostéoclaste en face de l'os forme une bordure en brosse constituée de profond replis, une pompe à proton située dans la bordure maintient un pH bas dans la lacune, ce qui provoque la dissolution des cristaux d'hydroxyapatite de la matrice inorganique (Cross et Mercer ; 1993).

Les ostéoclastes et les ostéoblastes participent également de la maintenance à long terme des bilans calciques et phosphatés de l'organisme (Gartner et Hiatt ; 1994) par leur réponse à l'hormone parathyroïdienne et à la calcitonine. L'hormone parathyroïdienne stimule

la résorption ostéoclastique et la libération d'ions calcium à partir de l'os, tandis que la calcitonine inhibe l'activité ostéoclastique (Wheater et *al* ; 2001).

**I-4-2. La matrice extracellulaire :**

La MEC de l'os comporte une partie organique et une phase minérale (Gartner et Hiatt ; 1994, Dadoune et Siffori ; 2000, Toppets et *al* ; 2004, André et *al* ; 2008). La matrice extracellulaire occupe entre 92 et 95 % du volume tissulaire. La teneur en eau, environ 9%, est très variable en fonction de l'âge et du degré de minéralisation (Toppets et *al* ; 2004).

**I-4-2-1. La portion organique :**

La matrice organique représente 22% de la masse osseuse et forme ce que l'on appelle l'ostéoïde ou substance préosseuse (Toppets et *al* ; 2004).

Elle est composée essentiellement de collagène de type I, de glycoprotéines sulfatés ; ainsi que quelques protéoglycanes (Gartner et Hiatt ; 1994), d'ostéopontine (reliant l'hydroxyapatite aux cellules osseuses), d'ostéonectine (intervenant dans la minéralisation par son affinité pour le collagène I et le calcium), d'ostéocalcine (marqueur des ostéoblastes matures, intervenant dans la minéralisation), de sialoprotéine osseuse et de thrombospondine (permettant l'attache des cellules osseuses à la MEC via un récepteur membranaire de la famille des intégrines).

La MEC osseuse contient des cytokines et facteurs de croissance sécrétés par les ostéoblastes et jouant un rôle fondamental dans la régulation du remodelage du tissu osseux et de la minéralisation de la MEC osseuse (André et *al* ; 2008).

**I-4-2-2. La portion minérale :**

La phase inorganique de la matrice osseuse confère à l'os sa rigidité et sa résistance mécanique et représente aussi une importante réserve minérale.

Elle est essentiellement composée de phosphate de calcium cristallisé sous forme d'hydroxyapatite. Les cristaux d'hydroxyapatite ont une forme hexagonale, aplatie et sont disposés dans les espaces inter fibrillaires (Chavassieux et Meunier ; 2003).

Les ions  $\text{Ca}^{++}$  et  $\text{PO}_4^{3-}$  situés en surface des cristaux participent à des échanges rapides avec le liquide interstitiel, et donc, avec le courant sanguin. L'os, qui contient 98 % du calcium de l'organisme, représente un réservoir de calcium et joue un rôle primordial dans le métabolisme phosphocalcique. La minéralisation de la MEC osseuse rend compte de la dureté de l'os (André et *al* ; 2008).

**I-5. L'organisation du tissu osseux :****I-5-1. L'os non lamellaire :**

Est un os immature, non lamellaire caractérisé par une disposition anarchique des fibres de collagène, on le trouve également au niveau des cals de fractures, de certaines tumeurs osseuses primitives ou secondaires (Chavassieux et Meunier ; 2003).

**I-5-2. L'os lamellaire :**

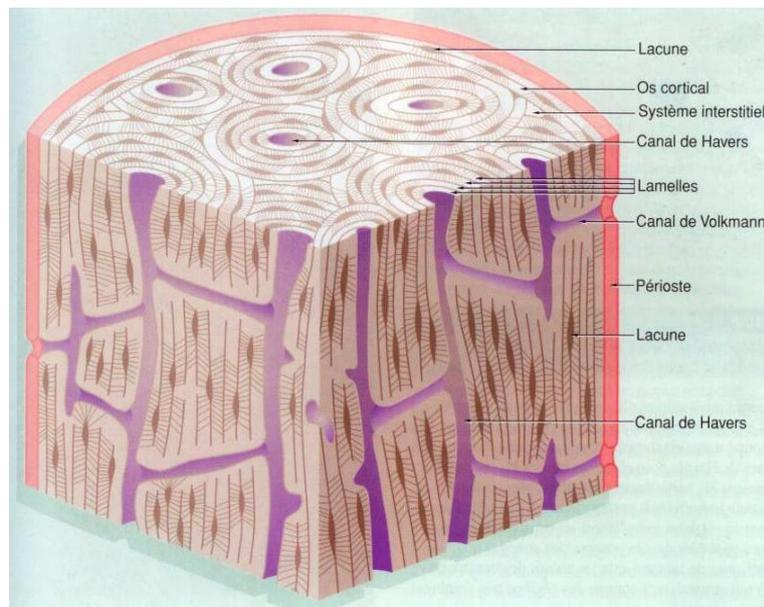
Selon André et *al* (2008) la plupart des os sont constitués d'une zone externe de tissu osseux compact et d'une zone interne de tissu osseux spongieux.

**I-5-2-1. L'os compact, le tissu osseux haversien :**

Il est principalement constitué d'ostéones ou système de Havers fait de lamelles osseuses cylindriques disposées concentriquement autour du canal de Havers (Chavassieux et Meunier ; 2003, André et *al* ; 2008). Entre les lamelles, se situent les ostéoblastes contenant le corps cellulaire des ostéocytes. Le canal de Havers contient des capillaires sanguins et des filets nerveux amyéliniques enrobés d'un peu de tissu conjonctif lâche (André et *al* ; 2008).

Les lamelles osseuses sont disposées de façon concentrique autour d'un canal central appelé canal de Havers où circulent les vaisseaux ; les canaux de Havers sont reliés entre eux par des canaux transversaux, les canaux de Volkmann (Chavassieux et Meunier ; 2003).

Cette disposition confère à l'os compact un maximum de résistance. Entre les ostéones se trouvent des lamelles osseuses, vestiges d'ostéones anciens partiellement résorbés et constituant les systèmes interstitiels. La diaphyse des os longs est bordée extérieurement et intérieurement par des lamelles osseuses circonférentielles, réalisant le système circonférentiel externe et le système circonférentiel interne (André et *al* ; 2008).



**Figure N° I-2** Os compact (Wheater et *al* ; 2001)

### **I-5-2-2. Le tissu osseux spongieux (ou trabéculaire) :**

Appelé également os spongieux, il est constitué d'un réseau tridimensionnel de travées osseuses faites d'unités structurales élémentaires en plaques ou en arches, à texture lamellaire régulière. Entre les travées osseuses se trouve la moelle hématopoïétique (Chavassieux et Meunier ; 2003).

Le tissu osseux spongieux siège essentiellement dans les os courts et les os plats (sternum, ailes iliaques) ainsi que dans les épiphyses des os longs. Il est formé par un lavis tridimensionnel de spicules ou trabécules de tissu osseux, ramifiés et anastomosés, délimitant un labyrinthe d'espaces inter communicants occupés par de la moelle osseuse et des vaisseaux (André et *al* ; 2008).

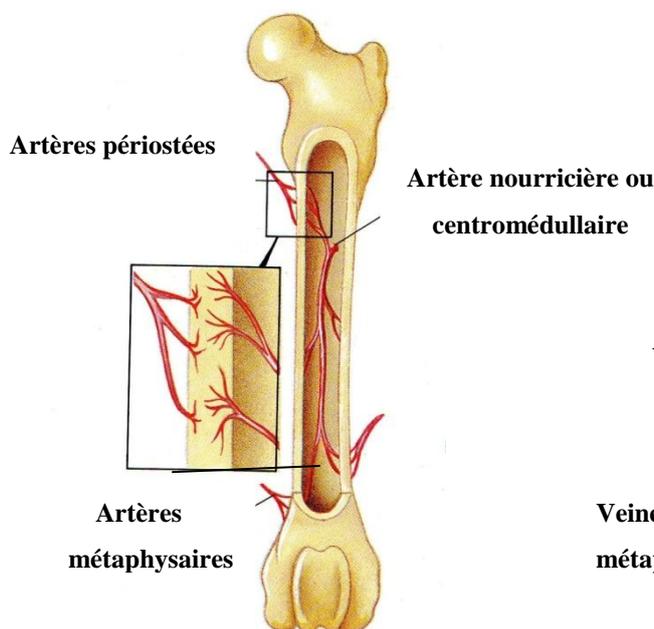
### **I-6. La vascularisation osseuse :**

Des vaisseaux sanguins sont retrouvés dans le périoste, dans la cavité médullaire et dans les canaux de Havers des ostéons. Les canaux de Havers sont connectés par les canaux de Volkmann (Gartner et Hiatt ; 1994). Cliniquement la plus part des problèmes vasculaires surviennent dans les os long .la vascularisation de ces os provient de trois systèmes de base : le système vasculaire afférent, le Système vasculaire intermédiaire et le Système vasculaire efférent (Brinker et *al* ; 1994).

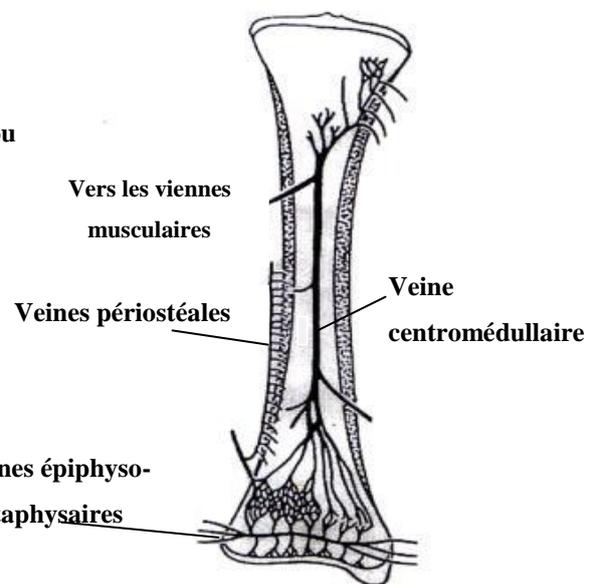
Le système afférent est composé de trois éléments ; l'artère nourricière principale, les artères métaphysaires proximales et distales et les artères périostées.

L'artère nourricière pénètre dans l'os à hauteur d'un fascia (ce qui lui évite les effets de cisaillement lors de la contraction musculaire), travers toute la corticale et se divise en artères médullaires, en artère médullaire ascendante et descendante (Chancrin ; 1992). L'artère nourricière assure la plus grande partie de l'irrigation de la moelle et 70% de celle de la corticale (Ray ; 1972).

Les artérioles périostées assurent la vascularisation des couches les plus externes de la corticale (Brinker et *al* ; 1994, Mathon ; 1994) à proximité des insertions de fascia ou de muscle et ne constituent qu'une composante mineur du système afférent (Brinker ; 1994, Chancrin ; 1992). Selon Ray (1972) les vaisseaux périostés fournissent les 30% restants de l'irrigation.



**Figure N° I-3 :** l'irrigation au niveau d'un os long (Sossun et *al* ; 2007)



**Figure N° I-4 :** Réseau veineux de l'os (Brinker ; 1994)

Au sein de l'os compact, les vaisseaux forment un réseau intermédiaire entre les systèmes afférent et efférents. Ce réseau constitue un lacis vasculaire où se produisent des échanges essentiels entre le sang et le tissu vivant avoisinant (Brinker et *al* ; 1994). Selon Rhinelandt et Wilson (1982) le terme de capillaire n'est pas exact car, circulant dans des canalicules osseux rigides, ils sont incapables de se dilater et d'effectuer des échanges directement avec le liquide interstitiel. Selon Brinker et *al* (1994) le drainage veineux de l'os cortical (système efférent) prend naissance à partir de la face périostée de l'os. Le flux sanguin à travers le cortical est principalement centrifuge, s'effectuant de la cavité médullaire vers le périoste. Il existe un autre drainage veineux à partir de la cavité médullaire ; toutefois

celui-ci correspond à l'activité hématopoïétique de la cavité médullaire. Selon Maton (1994), Rhinelandet et Wilson (1982) le drainage des épiphyses et des métaphyses est assuré par de nombreuses veines épiphyso-métaphysaires, Le tiers interne de la corticale est drainé par une veine centromédullaire. Selon Mathon (1994) le périoste possède de nombreuses veines collectrices qui rejoignent les veines musculaires.

## **I-7. L'anatomie de la cuisse**

### **I-7-1. L'os de la cuisse :**

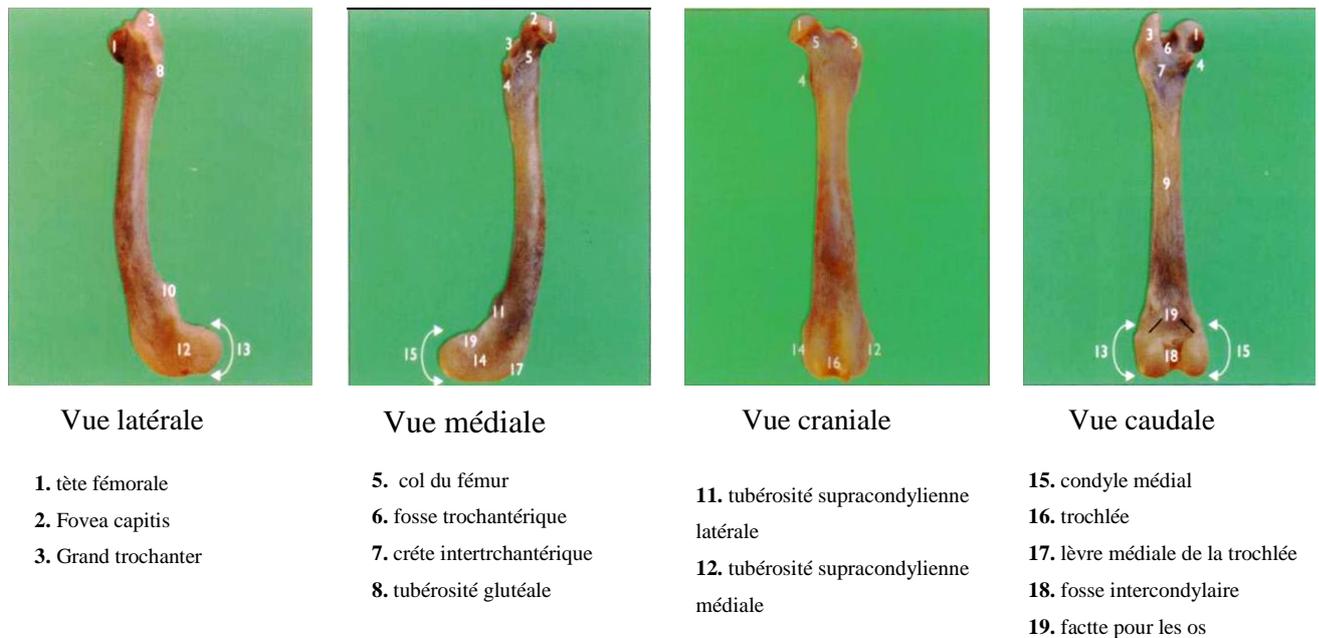
- **Le Fémur**

Le squelette de la cuisse ne comporte qu'un seul os : le fémur est un os long, asymétrique et pair; il est articulé par son extrémité proximale à l'acetabulum de l'os coxal et par sa partie distale aux os de la jambe. Il est chez tous les mammifères domestiques fortement oblique en direction cranio-ventrale et légèrement latérale .

Le fémur du chien est long est relativement gracile . Il est rectiligne dans sa moitié proximale et légèrement incurvé en direction caudale dans sa moitié distale. Son corps est cylindroïde et devient aplati dans le sens cranio-caudale vers les extrémités, sa face caudale est réduite à une épaisse ligne âpre bifurquée à chacune de ses extrémité, le foramen nourricier principal est situé au tiers principal de l'os (Barone ;1978).

Le condyl médial et le condyl latéral sont de volume à peu près égal. Ils sont séparés caudalement par une fosse interchondilienne profonde est crânialement par une large trochlée.

L'epichndyl médial et l'epichondyl latéral sont à peu près d'égal volume et facile à palper, de même que la trochlée. L'extrémité proximale de l'os possède trois (03) centres d'ossification : un pour la tête fémorale et un pour chacun des trochantères. Ces centres se soudent à la diaphyse fémorale entre 8 et 11 mois. L'épiphyse distale de l'os se soude généralement à la diaphyse entre 8 et 12 mois, peut être plus tôt chez certaines races de petites tailles (Piérard ; 1972).



**Figure N° I-5 :** montre l'ostéologie du fémur gauche du chien (Cossu et al ; 2005).

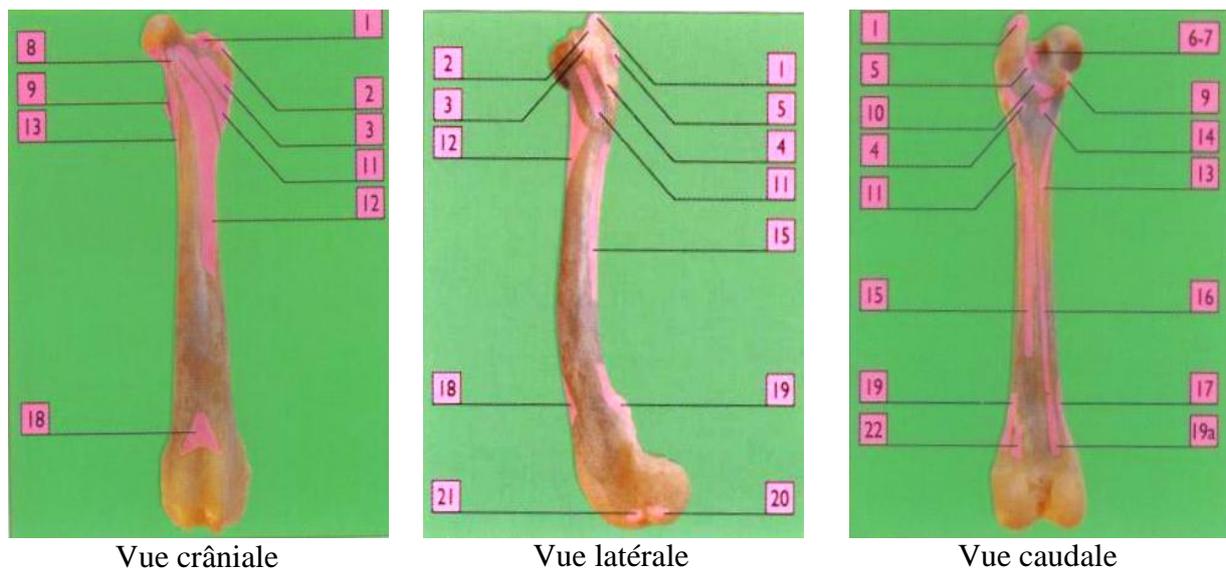
**I-7-2. Les insertions musculaires :**

Le fémur donne insertion à deux muscles de la région lombo-iliaque, à tous les muscles du bassin, à la plupart de ceux de la cuisse et quelques-unes de ceux de la jambe.

Parmi les muscles de la cuisse, les muscles fémoraux crâniens attachés au fémur sont : le vaste médiale et le vaste latéral, chacun sur la partie caudale de la face correspondante du corps et de l'extrémité proximale, le vaste intermédiaire entre les deux précédentes.

Les muscles caudaux de la cuisse n'ont d'attache fémorale que dans certaines espèces. Quant aux muscles fémoraux médiaux, seuls ceux de la couche profonde s'arrêtent au fémur, ce sont les muscles pectinés et adducteurs de la cuisse ; le plus long des adducteurs atteint toujours l'épicondyle médiale.

Les muscles de la jambe ; le muscle long extenseur des orteils s'attache par un fort tendon dans la fosse qui lui est propre, entre la lèvre latérale de la trochlée et le condyle latéral. Des muscles de la région caudale de la jambe, ceux de la couche superficielle s'attachent tous au fémur ; les deux chefs du muscle gastrocnémiens sont insérés chacun dans la tubérosité supracondylienne correspondante (Barone ;1978).



- |                                      |                                    |  |
|--------------------------------------|------------------------------------|--|
| 1 m. fessier moyen                   | 8 m. articulaire de la hanche      | 16 m. pectiné  |
| 2 m. fessier accessoire              | 9 m. ilio-psoas                    | 17 m. semi-membraneux                                |
| 3 m. fessier profond                 | 10 m. carré fémoral                | 18 m. articulaire du genou                           |
| 4 m. fessier superficiel             | 11 m. vaste latéral                | 19 m. gastrocnémien. Chef latéral                    |
| 5 m. pyramidal du bassin             | 12 m. vaste intermédiaire          | 19a m. gastrocnémien. Chef médial                    |
| 6 mm. obturateurs externe et interne | 13 m. vaste médial                 | 20 m. poplité  |
| 7 mm. Jumeaux                        | 14 m. long adducteur de la cuisse  | 21 m. long extenseur des orteils                     |
|                                      | 15 m. grand adducteur de la cuisse | 22 m. fléchisseur superficiel fléchisseur des doigts |

**Figure N° I-6** montre les insertions des muscles de la cuisse gauche du chien (Cossu et al ; 2005).

**I-7-3. Les muscles de la cuisse :**

**I-7-3-1. Face crâniale (ou dorsale) :**

Sur la face crâniale de la région fessière, sont visible les muscles fessiers moyens et superficiels.

Dans la cuisse, le muscle tenseur du fascia latta, la partie crâniale du muscle sartorius (ou muscle couturier) (Contantinescu ; 2005) et le muscle quadriceps fémoral comprend un droit fémoral fusiforme, presque entièrement entouré par un épais vaste latérale et de faible vaste médiale et vaste intermédiaire. Le droit fémoral prend origine de l'éminence ilio-pectinée et les vastes partent du fémur ; tout le quadriceps forme un tendon commun qui englobe la rotule avant de s'attacher sur la crête tibiale (Piérard ; 1972) recouvert par le fascia latta, remplissant le sinus de l'angle entre l'os coxal et le fémur (angle ilio-fémoral) (Contantinescu ; 2005).

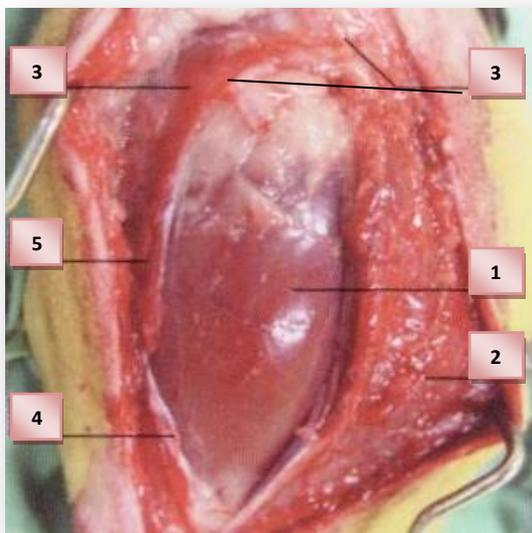
**I-7-3-2. Face latérale :**

Les muscles superficiels de la région fessière et de la cuisse sont les suivants : les muscles fessier moyen, fessier superficiel, sartorius seule la partie crâniale est visible, tenseur du fascia latta, biceps fémoral semi tendineux et semi membraneux. On peut palper le muscle vaste latérale sous le fascia latta, entre les muscles sartorius et tenseur du bord caudale : fascia latta et le bord crâniale du biceps fémoral (Contantinescu ; 2005).

**I-7-3-3. La face caudale :**

On retrouve plusieurs muscles, dont le biceps fémoral est des plus importants cliniquement. Il tire origine du ligament sacro-tubéreux et de la tubérosité ischiatique; son insertion se fait, par une forte aponévrose, sur la rotule, la crête tibiale et, accessoirement, la corde du jarret ou tendon calcanéen.

La limite entre la portion charnue et la portion aponévrotique du muscle est à peu près parallèle à la direction prise par la portion crâniale du couturier, presque à la verticale du grand trochanter. Cette aponévrose est épaisse et résistante. Les autres muscles caudaux de la cuisse sont l'abducteur caudal de la jambe, de forme rubanée et très mince, le demi-tendineux et le demi-membraneux qui vont de la tubérosité ischiatique à l'aspect caudal et médial de l'extrémité distale du fémur, à l'aspect médial de l'extrémité proximale du tibia et à la crête tibiale (Piérard ; 1972).



1. M vaste latéral
2. M biceps fémoral
3. M tenseur du fascia lata
4. Feuillet superficiel
5. Feuillet profond

**Figure N° I-7** Les muscles de la région latérale de la cuisse (Cossu et al ; 2005).

**I-7-4. L'énervation de la région fémorale (cuisse) :****I-7-4-1. Le Nerf Fémoral :**

Provient de la convergence lombaire, dans les muscles hypaxiaux, des quatrième et cinquième nerfs lombaires, auxquels s'ajoutent parfois le troisième ou, plus rarement, le sixième lombaire. Il se termine dans le quadriceps fémoral ; il pénètre entre le droit fémoral et le vaste médial pour fournir des branches différentes à tout le muscle. Le nerf fémoral abandonne également des branches motrices au couturier, à l'articulaire de la hanche et à l'iliopsoas (Piérard ; 1972).

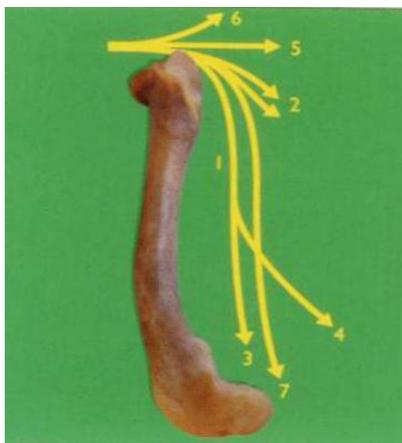
L'abord latéral du fémur est peu gêné par la présence du nerf sciatique, situé caudalement à la diaphyse est facilement repérable. Néanmoins, le corps charnu du muscle biceps fémoral doit être manipulé avec précaution car le nerf sciatique chemine juste en dessous de ce dernier (Cossu et al ; 2005).

**I-7-4-2. Le nerf saphène :**

Descend de la cuisse le long du bord caudal du muscle couturier pour se placer ensuite crânialement à l'artère saphène. Il suivra ensuite le rameau crânial de cette artère et, finalement, descendra le long de l'aspect médial et dorsal du pied.

**I-7-4-3. Le nerf sciatique :**

Tire son origine des sixième et septième nerfs lombaires, auxquels s'ajoutent les deux premiers nerfs sacrés et, rarement, le cinquième lombaire. C'est le nerf le plus volumineux de l'animal. Son trajet est extrêmement important. Chez le chien, comme chez les autres espèces, le nerf quitte la cavité pelvienne, presque immédiatement après sa formation pour la grande échancrure sciatique, il passe ensuite entre le fessier profond et les autres fessiers et descend entre le biceps fémoral latéralement et les demi-tendineux et demi-membraneux médialement (Piérard ; 1972).



1. N sciatique
2. Rameaux musculaire du N sciatique
3. N fibulaire commun
4. N tibiale
5. N cutané fémoral caudal
6. N glutéaux caudaux
7. N cutané sural latéral

**Figure I-8** L'énervation de la cuisse (Cossu et al ; 2005).

**I-7-5. La vascularisation de la région fémorale :****I-7-5-1. L'irrigation de la région fémorale :****I-7-5-1-1. L'artère fémorale profonde :**

Se détache de l'iliaque externe à l'intérieur de la cavité abdominale ; elle irrigue surtout les adducteurs de la cuisse et, aussi, la paroi abdominale par l'entremise du troncpudendo-épigastrique.

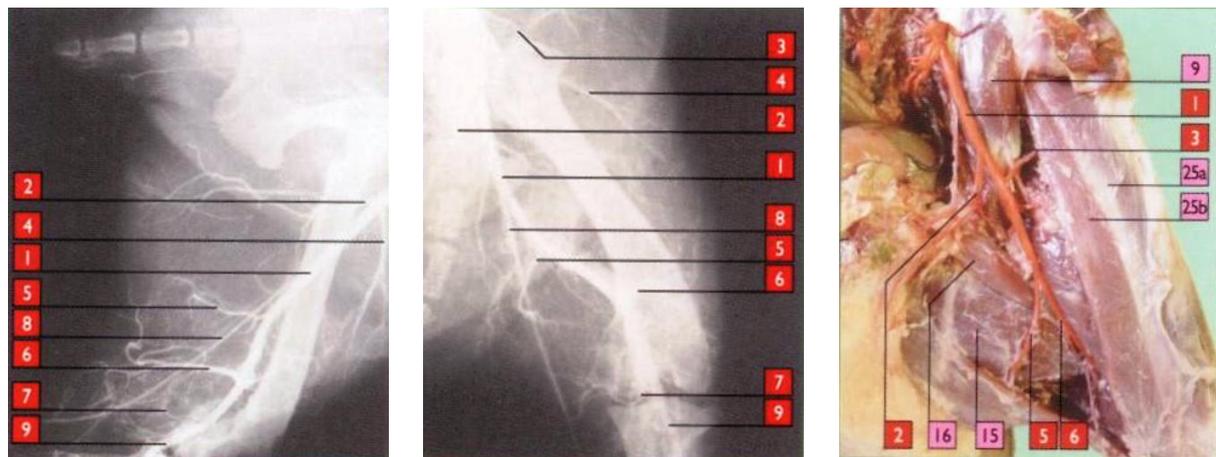
**I-7-5-1-2. L'artère fémorale :**

C'est une continuation directe de l'iliaque externe apporte au membre pelvien la majeure partie du sang qui l'irrigue. L'artère fémorale passe à la cuisse par la lacune vasculaire. Elle descend la cuisse dans le triangle fémoral délimité crânialement par la portion caudale du couturier, caudalement par le pectiné et latéralement l'ilio-psoas et le quadriceps fémoral. La fémorale donne successivement une artère circonflexe iliaque superficielle et une circonflexe fémorale latérale ; ainsi qu'une saphène et trois artères fémorales caudales, une proximale, une moyenne et une distale. Toutes ces artères, la saphène exceptée, s'anastomosent les unes aux autres par de nombreuses ramifications et vascularisent les muscles de la cuisse (Piérard ; 1972).

**I-7-5-1-3. L'artère saphène :**

Elle est petite mais facilement perceptible à la palpation, se détache de la fémorale à peu près au tiers distal de la cuisse pour descendre le long de l'aspect médial de la jambe en deux branches, l'une crâniale, l'autre caudale.

Selon Barone (1996) La branche crâniale contribuera principalement à la formation des artères digitales dorsales, la branche caudale formera essentiellement les artères digitales plantaires.



Angiographie de la cuisse gauche Vue latérale

Angiographie de la cuisse gauche Vue de face

Vue médiale de la cuisse gauche

1 a. fémorale

4 a. circonflexe latérale de la cuisse

7 a. caudale distale de la cuisse

2 a. profonde de la cuisse

5 a. caudale proximale de la cuisse

8 a. saphène

3 a. circonflexe iliaque superficielle

6 a. caudale moyenne de la cuisse

9 a. poplité

**Figure N° I-9 :** montre l'irrigation de la cuisse (Cossu et *al* ; 2005).

### I-7-5-2. Drainage de la région fémorale

Selon Piérard (1972) le système veineux profond du membre pelvien est généralement parallèle au système artériel .

#### I-7-5-2-1. La veine fémorale :

Est toujours volumineuse et simple. Elle fait suite à la poplité sous la partie distale du muscle grand adducteur de la cuisse, et accompagne l'artère homonyme dans le canal fémoral, du hiatus tendineux à la lacune vasculaire, au niveau de laquelle elle se continue par la veine iliaque externe. Dans son trajet, elle est placée à la face caudale puis médio-caudale de l'artère et le nerf saphène l'accompagne latéralement (Barone ; 1996).

#### I-7-5-2-2. La veine saphène :

Le drainage veineux du membre pelvien se fait par une saphène latérale et une saphène médiale. Chacune résulte de la convergence d'une branche crâniale et d'une branche caudale. La veine saphène latérale se forme à peu près à la moitié de la jambe ; la saphène médiale au niveau du grasset. Les deux branches crâniales, latérale et médiale, s'anastomosent à un niveau immédiatement proximal au jarret. La veine saphène latérale est la plus grosse chez le chien. Elle est fréquemment utilisée dans l'injection intraveineuse, l'endroit généralement choisi, se situe dans la dépression entre le tendon calcanéen et le long fléchisseur du pouce (Piérard ; 1972).

## I-8. La physiologie des pertes de substances osseuses :

### I-8-1. Les différentes étapes de la cicatrisation osseuse :

Il se réalise en quatre stades : l'hématome qui aboutit au tissu de granulation, le cal mou ou primaire, le cal dur puis le remodelage.

#### I-8-1-1. L'hématome fracturaire :

Il est issu des extrémités osseuses et des tissus mous environnants. Il acquiert un pouvoir ostéogénique vers le quatrième jour c'est-à-dire qu'il est capable de former de l'os même lorsqu'au cours d'expérimentation celui-ci est transplanté dans un muscle. Une réaction inflammatoire locale s'installe en quelques heures dans les tissus périfracturaires ; des histiocytes et des macrophages apparaissent ; afin de détruire les débris et des ostéoclastes érodent les surfaces osseuses. Il existe donc un processus complexe qui va être déclenché immédiatement après la fracture mais dont le signal est encore inconnu (Macé ; 2007).

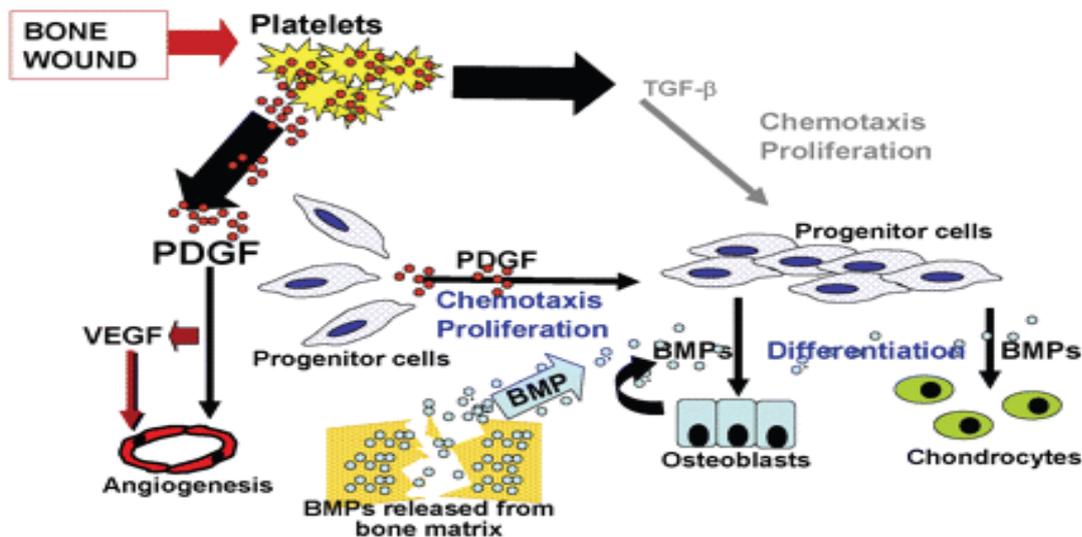


Figure N° I-10 La signalisation des cellules lors de chimiotactisme et la prolifération cellulaire durant la réparation osseuse (Ghodadra et Singh ; 2008)

- **PDGF** Platelet derived growth factor.
- **VEGF** Vascular endothelial growth factor.
- **TGF-B** Transforming growth factor-beta.

Ce processus recrute des cellules précurseurs, les multiplie, assurent leur différenciation en ostéoblastes, ostéoclastes, fibroblastes, contrôle la minéralisation, le remodelage puis le modelage.

Le recrutement de cellules précurseur des ostéoblastes s'effectue durant les premières heures par les phénomènes d'induction ostéogénique. Les cellules précurseur sont des cellules non ostéoformatrices, qui développent un potentiel ostéogénique en présence d'un stimulus approprié, dans la moelle osseuse et la couche profonde du périoste.

Les ostéoclastes dérivent de cellules souches multi-potentielles hématopoïétiques présentes dans la moelle osseuse. Ces cellules précurseur vont migrer vers le foyer de fracture grâce à des facteurs chimiotactiques libérés par les cellules nécrotiques du foyer (Macé ; 2007).

Les cellules du foyer entraînent la prolifération des cellules précurseur par libération de substances mitogènes, telles que platelet-derived growth factor (PDGF) et transforming growth factor beta (TGF -  $\beta$ ). Les cellules précurseur, ainsi proliférées, vont se différencier grâce à des facteurs ostéo-inducteurs chimiques et physiques. Parmi les facteurs chimiques ostéo-inducteurs, facteurs de croissance, l'on compte le PDGF, TGF- $\beta$ , Bone morphogenetic proteins (BMP), Fibroblast growth factors (FGF) et Insulin-like growth factors (IGF). Les facteurs ostéo-inducteurs physiques sont les contraintes mécaniques, telles que les mouvements du foyer de fracture et la variation des potentiels électrocinétiques (développés plus loin) de l'os, qui augmentent avec l'intensité des contraintes mécaniques.

La transformation de l'hématome donne suite à un tissu de granulation (Lind et *al* ; 1993, Macé ; 2007). Les cellules qui composent le tissu de granulation synthétisent du collagène, et l'on assiste alors à la transformation du tissu de granulation en un tissu conjonctif qui englobe les extrémités fracturaire, et assure une certaine stabilité à la fracture. Ce tissu conjonctif, une fois constitué, évolue de manière à assurer une stabilité de plus en plus grande aux fragments osseux. Son évolution dépend cependant beaucoup des conditions locales. Il peut, en effet, évoluer, soit vers un fibrocartilage, soit directement vers un tissu osseux (Autefage ; 1992).

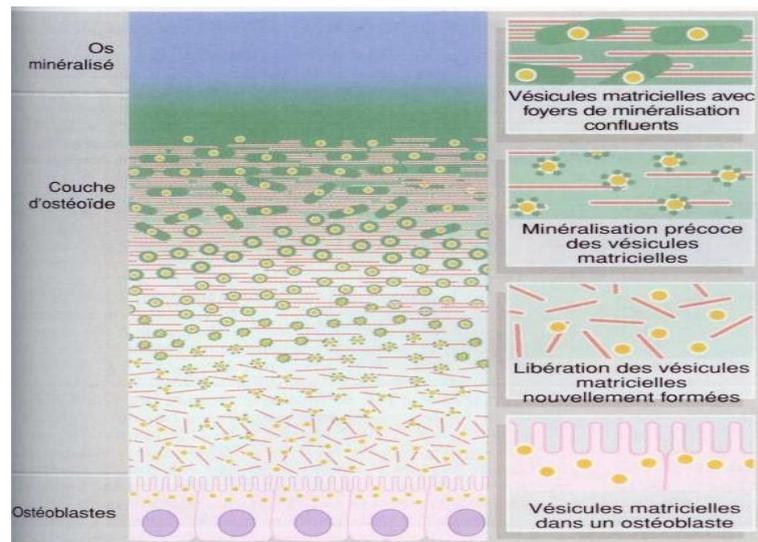
Dans le cas où le tissu de granulation serait soumis à un défaut d'apport en oxygène ou à une relative mobilité, les cellules mésenchymateuses se différencient en des chondroblastes et non en ostéoblastes. On observe la formation de foyers de métaplasie cartilagineuse dans le tissu de granulation et l'on parle alors de cal fibrocartilagineux (Aro et *al* 1989). Si l'oxygène est présent en quantité suffisante, les cellules mésenchymateuses se différencient en ostéoblastes, qui vont alors constituer un cal « osseux » (Bonnel et Tachot ; 1989, Toppets et *al* ; 2004).

Il s'agit d'un tissu fibrovasculaire (différenciation en fibroblaste et formation de nouveaux vaisseaux) riche en collagène de type III. A cette phase, qui dure 2 à 3 semaines, les extrémités osseuses ne participent pas à la restauration (Macé ; 2007).

### **I-8-1-2. Stade du cal mou ou primaire :**

Le périoste a pour rôle d'immobiliser le foyer, situation indispensable à la minéralisation. Le cal mou apparaît sur les fragments osseux dans le décollement du périoste. Il va former un manchon souple et fusiforme. Sous le périoste, les cellules précurseur se sont

déjà différenciées en deux types de lignées. La lignée ostéoblastique, à distance du foyer, élabore la substance ostéoïde qui contient des fibres collagènes de type I. La substance va se minéraliser progressivement, formant un manchon d'os immature, qui va cesser de croître vers la sixième semaine. Une lignée de chondrocytes va se différencier au plus proche du foyer de fracture. Les chondrocytes vont former un anneau de cartilage sous-périosté autour du foyer. Le cartilage se minéralise progressivement. A ce stade, les corticales ne participent pas à la formation du cal. En revanche ; la moelle osseuse est le lieu d'une ostéogenèse en bande située à la face interne de la corticale (Macé ; 2007).



**Figure N° I-11** Minéralisation de l'os (Wheater et *al* ; 2001)

Ce schéma montre les étapes successives supposées de la minéralisation de l'ostéoïde pour former l'os minéralisé. Les ostéoblastes cubiques actifs secrètent de l'ostéoïde collagène (rose) et des vésicules matricielles (jaune). Les vésicules matricielles représentent les foyers de dépôt de cristaux d'hydroxyapatite (vert), première étape de la minéralisation. L'augmentation continue de matière minérale à partir de ces foyers primaires conduit finalement à la minéralisation confluente du collagène ostéoïde et de la matrice de soutien riche en glycosaminoglycane.

Les vésicules matricielles sont riches en phosphatase alcaline et en pyrophosphatase alcaline, qui toutes les deux peuvent produire des ions phosphate à partir des différentes molécules. Les ions phosphates s'accumulent dans les vésicules matricielles avec les ions calcium et constituent le matériel de base nécessaire à la production d'hydroxyapatite (Wheater et *al* ; 2001).

**I-8-1-3. Le cal dur :**

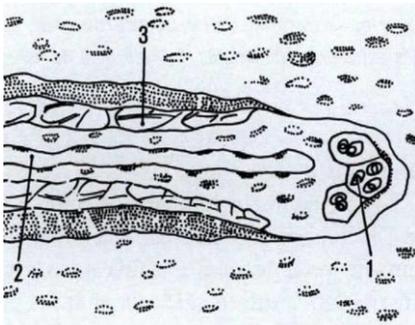
Est déterminée par la création d'un pont osseux immature inter-fragmentaire et assure une solidarité mécanique entre les fragments. Au départ, l'os immature est non orienté, de type trabéculaire. Puis, il va se transformer en os lamellaire primaire, c'est-à-dire que les ostéons sont orientés dans toutes les directions ; afin de rétablir une raideur idéale de l'os (Macé ; 2007).

Ce stade d'ossification du cal peut se faire de deux manières : soit directement, soit après le stade fibrocartilagineux (Autefage ; 1992).

Au bout de la huitième semaine, l'os lamellaire pénètre dans les extrémités fracturaires. A seize semaines, l'os immature disparaît (Macé ; 2007).

**I -8-1-4. Le remodelage :**

Se poursuit durant 18 mois et a pour but de rétablir une architecture histologique normale. Tout au long de la vie, l'os est le siège de remaniements permanents. Ce processus permet de préserver les propriétés biomécaniques du tissu osseux et d'assurer l'homéostasie minérale. (Chavassieux et Meunier ; 2003). Ce remodelage est réalisé par un dispositif nommé Bone modeling unit (BMU). Le dispositif BMU comprend à son apex, des ostéoclastes forant l'os lamellaire primaire, suivis d'un capillaire et accompagnés d'ostéoblastes qui viennent successivement tapisser les parois du canal de résorption et créent une structure de type haversien en déposant l'os en lamelles concentriques (Macé ; 2007).



**Figure N° I-12** montre présentation schématique d'un cône de forage.

Les ostéoclastes (1) creusent un tunnel dans l'os qui doit être résorbé. Des néovaisseaux (2) fournissent l'apport nutritionnel nécessaire. Les ostéoblastes (3) déposent de l'os lamellaire formant ainsi un nouvel ostéon (Autefage ; 1992).

Cette activité de remodelage donne naissance aux unités de base du tissu osseux appelées ostéons dans l'os cortical et unités structurales élémentaires (basic structure unit ou BSU) dans l'os spongieux. Elle débute par une phase d'activation des ostéoclastes qui conduit à la résorption osseuse suivie d'une phase de transition qui aboutit au recrutement des cellules ostéoprogénitrices, puis à la formation et à la minéralisation d'une nouvelle matrice osseuse. À chaque instant, environ 5 % des surfaces intra corticales et 20 % des surfaces trabéculaires sont le siège d'un remodelage. Ce processus implique un couplage étroit entre la phase de

résorption et la phase de formation. La durée moyenne d'une séquence de remodelage est de 4 à 6 mois (Chavassieux et Meunier ; 2003).

L'orientation de progression des BMU suit les contraintes mécaniques appliquées à l'os. En clinique, l'activité de résorption du site fracturaire confère à l'os un aspect porotique sur les radiographies. Cet aspect propre au remodelage apparaît après 4 semaines (Macé ; 2007).

# **Chapitre II**

## **Grefe osseuse**

**II-1. Historique de la greffe osseuse :**

Les recherches ne se sont pas arrêtées depuis le premier essai réussi fait par Merrem en 1809 (Peer ; 1955, Bowerman et Hughes ; 1975) tandis que les questions et les contradictions ont pris de l'ampleur concernant la meilleure qualité de la greffe osseuse et le devenir de l'implant greffé (Peer ; 1955). En 1867, le chirurgien et physiologiste Français Ollier a pu réaliser un examen de la greffe osseuse (Peer ; 1955, Friedlaener ; 1983). Cette recherche a été considérée comme une base logique et un début pour d'autres recherches qui ont contribué à la mise en place des principes de la greffe osseuse, utilisés par la suite en chirurgie générale en 1915 (Stevenson ; 1985, Brinker et *al* ; 1994).

La greffe osseuse a su prouver sa compétence en chirurgie vétérinaire, ce qui lui a valu son authentification (Olds ; 1981, Nunamaker ; 1985, Szentimrey et *al* ; 1995). La majorité des chirurgiens se sont mis d'accord sur le fait que la meilleure matière pour remplacer la perte osseuse est le greffon pris de l'animal lui-même, soit l'autogreffe (Albee ; 1923, Bacher et Schmidt ; 1980, Schena ; 1983, Shena et *al* ; 1984).

Certains d'entre eux ont ajouté à cela que si le but de la greffe est d'avoir peu de mouvements et de combler une grande perte de l'os, il est préférable d'utiliser l'os cortical (Stevenson ; 1985, Slatter ; 1995), qui assurera, au moins, une immobilisation interne (Albee ; 1923) ; en particulier, pour les fractures qui présentent une perte osseuse importante car il est impossible de reconstituer l'os (Henricksen ; 1979). Dans ces cas-là, les chirurgiens ont trouvé que la greffe corticale est le seul moyen pour éviter l'amputation des membres (Stevenson ; 1985).

En 1979, Hendricks a publié son rapport pratique concernant sa réussite dans la reconstitution complète d'un segment d'os cortical d'un chat blessé par balle. La radiographie a montré une fracture comminutive de la diaphyse fémorale. A ce moment, ils ont ramené un autre chat donneur. Le greffon récolté a été fixé à l'aide d'une plaque vissée mais il n'y avait pas suffisamment de place à l'extrémité de l'os pour avoir une bonne fixation de la plaque. Le chirurgien était dans l'obligation d'utiliser un enclouage centromédullaire et un fil métallique, l'animal a pu être sauvé de l'amputation (Henricksen ; 1979).

## II-2. Terminologies de la greffe osseuse :

La greffe osseuse est classée selon l'origine, l'emplacement et le type (Borwerman et Hhghes ; 1975).

### II-2-1. L'origine :

- **Autogreffes ou greffon autologue** : provenant du même animal, fournissant une stimulation maximale et une réponse plus rapide, mais elles peuvent augmenter le risque et le temps opératoire (Shena ; 1983). Le plus souvent, il s'agit d'un même individu sauf dans le cas de vrais jumeaux ou de lignées monoclonales d'animaux transgéniques (Kerwin et *al* ; 1991). Leur utilisation est largement répandue pour le comblement de petites pertes de substance en chirurgie osseuse vétérinaire (Elima ; 1993). Sur le nombre de cellules collectées et greffées, seulement moins de 10% des cellules osseuses survivent à la transplantation. Mais ce pool cellulaire suffit au bon déroulement du processus d'ostéogénèse dans le site de comblement (Canady et *al* ; 1993). Cette greffe présente l'avantage d'être ostéogène, ostéoinductive, ostéoconductive et sa biocompatibilité est parfaite. De plus, elle se revascularise rapidement (Jeppson et Aspenger ; 1996).
- **Greffes allogénique ou homogreffes** : C'est l'utilisation d'un greffon prélevé d'un animal et greffé dans un autre animal de la même espèce (Burchardt ; 1996). Elle présente l'avantage d'être disponible en grande quantité. La forme principale de l'allogreffe est l'os dit «de banque» (Michaud et Krabu ; 1994). L'os de banque est donc une allogreffe complètement dévitalisée dont les qualités ostéoconductive sont largement supérieures aux capacités ostéoinductives. Son intégration est incertaine et tardive (Burchardt et *al* ; 1978).
- **Xénogreffe ou greffes hétérologues** : Provenant d'une espèce différente, ce type de greffe est le moins efficace car c'est le plus exposé au risque de rejet (Shena ; 1983). Les xénogreffes osseuses ont connu un grand succès par le passé. Mais depuis la fin des années 70, elles ont progressivement été remplacées par les allogreffes et l'os de banque (Doherty et *al* ; 1994).

Selon Shena (1983) on peut trouver aussi :

- **Isogreffe** : c'est la greffe de tissu entre des sujets qui ont les mêmes antécédents génétiques ;
- **Syngenesiogreffe** : c'est un tissu de greffon obtenu à partir d'individus du même groupe sanguin ;

- **Greffon orthotopique** : c'est un tissu obtenu et greffé chirurgicalement dans un tissu du même endroit anatomique ;
- **Grefe hétérotopique** : c'est un tissu obtenu et greffé chirurgicalement dans un tissu d'endroits anatomiquement différents.

**II-2-2. L'emplacement :**

L'emplacement d'os est en relation avec son site receveur qui se divise en des genres connus sous le nom intraosseux, lamellaire, tubulaire, segmentaire et ostéocartilagineux (Olds ; 1981).

**II-2-3. Le type :**

Les types de greffe osseuse qu'on peut avoir sont : greffe corticale, greffe spongieuse et la greffe corticospongieuse (Bowerman et Hughes ; 1975, Wilson et *al* ; 1985).

Au sens proprement dit, le mot greffe signifie que le tissu prélevé contient des cellules vivantes capables de vivre et de se développer dans sa nouvelle localisation. D'autre part, l'implant signifie le transfert de tissu dévitalisé. Urist a décrit l'implant comme un tissu qui ne contient pas des cellules capables de se proliférer, produire un nouveau os, il a aussi proposé le terme de « dérivé de l'os ». L'implant peut avoir une origine non biologique, tels que les métaux ou la céramique et l'os dévitalisé (Slatter ; 1995).

**II-3. Particularités de la greffe osseuse :**

Les greffes osseuses servent de réserves ostéogéniques et peuvent également assurer un support mécanique. L'os néoformé qui se met en place, soit sur le greffon, soit à sa périphérie, peut avoir comme origine les cellules du greffon qui survivent aux transferts et conservent leurs potentialités ostéogéniques.

Les greffons peuvent être de l'os cortical ou de l'os spongieux. Les greffons de l'os spongieux présentent de nombreux avantages : stimulation rapide, vascularisation et ostéoinduction précoce. Les greffons de la corticale sont généralement une combinaison d'os cortical et d'os spongieux. La vascularisation et l'ostéoinduction se produisent beaucoup plus lentement mais le greffon cortical a l'avantage de donner une certaine rigidité à la région (Brinker ; 1994).

L'utilisation de l'autogreffe spongieuse en chirurgie humaine a beaucoup de contraintes, tels que l'allongement de la durée d'intervention et d'anesthésie, perte importante de sang, probabilité d'infection, perte tissulaire au niveau du site donneur, et l'augmentation de la durée des douleurs postopératoires (Amorosa et *al* ; 2013, Miller et Block ; 2001, Razafimhandry et *al* ; 2001). Des complications ont été enregistrées chez les chiens tels que la

formation de sérosité et un retard dans la guérison de la plaie, ainsi que la survenue de fractures au niveau du site donneur d'autogrefte spongieuse (Kerwin et al ; 1996).

Les chercheurs ont découvert que l'arrêt de l'irrigation de la cellule osseuse pendant 2 heures provoque une altération irréversible (Jame et Steijn-myagkaya ; 1986) et que l'exposition du greffon à l'air, pendant une durée de 30 minutes provoque la mort d'un nombre important de cellules (Stevenson ; 1985) et que la majorité des cellules greffées meurent (Bonfiglio ; 1958, Halloran et al ; 1979). Les ostéoclastes, amenés par la vascularisation, assurent la résorption de l'os nécrosé. Cette étape de l'incorporation de la greffe est plus importante les huit (08) premières semaines suivant sa mise en place. La résorption augmente la porosité du greffon et diminue donc sa résistance mécanique. C'est pourquoi, on estime que la période critique d'un point de vue résistance mécanique, se situe entre la sixième semaine et le sixième mois après la greffe (Mathon ; 2002).

Théoriquement, tous ces problèmes peuvent être évités par l'utilisation d'un greffon stérilisé et conservé dans une banque tissulaire (Shena et al ; 1984). Plus de 100 méthodes ont été utilisées ; afin de conserver le tissu osseux. Ces dernières peuvent être classées en 4 groupes : la conservation dans des milieux liquides, la conservation dans des milieux solides telle que la paraffine, la conservation en état sec et la conservation par l'hypothermie. La méthode de cryobiologie et la conservation par stérilisation s'appuient sur la modification du degré de rejet pour réduire la différence entre l'autogrefte fraîche et l'allogrefte conservées ou xélogrefte (Olds ; 1981) surtout que la réponse immunitaire est la cause principale de l'échec de l'allogrefte fraîche et congelée (Bos et al ; 1983).

La majorité des constituants immuno-géniques et qu'on croyait générateurs d'antigène dans l'allogrefte sont la moelle osseuse (Burchardt ; 1983, Stevenson et al ; 1991, Ringden ; 1993), les protéines en particulier non collagéniques et les lipides (Stevenson et al ; 1991, Ringden ; 1993) les cellules et le sérum qui se trouvent dans le greffon, alors que la matrice du greffon, qui est constitués par plusieurs mucopolysachrides, collagène et glycoprotéine semble être ou ne pas être génératrice d'antigénicité (Burchardt ; 1983).

#### **II-4. Les raisons de l'utilisation de la greffe centromédullaire :**

La greffe centromédullaire est recommandée dans différentes circonstances :

- Pour favoriser la réparation dans les non-consolidations et les retards des consolidations, dans les ostéotomies et dans les arthrodèses ;
- Pour combler des pertes de substance importantes dans les fractures multiples ou comminutives, et rétablir la continuité de l'os (Brinker ; 1994).

- Pour remplir les cavités ou les pertes dues à des kystes, ou des tumeurs osseuses retirées après interventions correctrices (Stevenson ; 1985).

### II-5. Fonction du greffon osseux :

Le greffon osseux intervient dans plusieurs fonctions, telles que la formation osseuse, l'ostéoinduction, l'osteoconduction, l'ostéointégration (Miller ; 2011) et réalise un support mécanique (Alexander ; 1983).

Selon Miller (2011), il existe quatre caractéristiques recherchées pour toute greffe osseuse. :

- **L'ostéoinduction:** C'est la capacité de recruter des cellules mésenchymateuses du tissu avoisinant et les stimuler pour les transformer en ostéoblastes (Miller ; 2011). Selon (Forell et Straw 1993, Miyamoto et al ; 1993) c'est la capacité qu'a le matériau à promouvoir l'ostéogénèse au sein d'un tissu non osseux en induisant la conversion de cellules mésenchymateuses en cellules ostéogéniques.
- **L'osteoconduction:** Se définit comme l'aptitude du greffon à servir de support pour faciliter la croissance de l'os sur la surface (Albrektsson et Johansson ; 2001, Miller ; 2011), à l'intérieur ou bien sur les deux (Miller ; 2011). Ce phénomène est totalement passif (Tshalama ; 1993).
- **Ostéointégration:** c'est la capacité d'unir chimiquement deux surfaces d'os, sans l'intervention d'une couche de tissu fibreux (Miller ; 2011).
- **L'ostéogénicité:** décrit la capacité du greffon à permettre l'ostéogénèse à partir des cellules qu'il transporte (Miller ; 2011) et précise si la greffe est porteuse de cellules ostéogéniques (préostéoblastes, ostéoblastes) à sa surface, qui survivront à la transplantation (Goshima et al ; 1991). C'est le cas des autogreffes et des substituts bioartificiels (Frayssinet et al ; 1993, Sharma et al ; 1999) Selon Slatter (1995) le mot ostéogénicité est utilisé ; afin de décrire l'action de formation de l'os sans indiquer l'origine des cellules.

Au moment de la formation du nouvel os au niveau du greffon ou à sa périphérie, il est possible que son origine soit les cellules mésenchymateuses du greffon ou de l'hôte, soient recrutées pour la formation d'os et du cartilage lors de l'ostéoinduction.

A ces quatre caractéristiques s'ajoute selon Alexander (1983), le support mécanique :

- **Le support mécanique :**

Lors du comblement de tumeurs ou de pertes osseuses, l'immobilisation est assurée par une fixation interne. La greffe osseuse ou l'implant est considéré comme un soutien ou support pour maintenir le poids au niveau de la perte osseuse, et constitue une charpente sur laquelle se développe le nouvel os (Brinker et al ; 1994).

## **II-6. Les facteurs influençant l'incorporation de la greffe osseuse :**

Les facteurs influençant l'incorporation de la greffe osseuse sont divisés en deux types. Le premier est en relation avec la technique chirurgicale et le second est en relation avec le greffon et la méthode de sa conservation (Stevenson ; 1985).

### **II-6-1. Technique chirurgicale :**

Les chercheurs Henry et Wadsworth sont parvenus à évaluer seize (16) facteurs lors d'une étude analytique de l'échec de l'allogreffe diaphysaire. Ces facteurs sont classés, d'après leur capacité à déterminer la réussite ou l'échec, en trois groupes :

- Les facteurs probablement sans importance : l'âge, le sexe, le poids, la race et l'os de l'hôte ;
- Les facteurs qui peuvent être importants sont : l'Abîmage de l'artère nourricière, présence d'une plaie, le groupage sanguin ;
- les facteurs dont l'importance est confirmée : la longueur du greffon osseux, le degré de destruction, le degré d'immobilisation, le degré de la distance des deux bouts de l'os, la durée de l'apparition de la fracture et la vaccination, le non isolement de l'animal en post opératoire et donner la priorité à la réparation au lieu de la greffe.

La plupart de ces principes englobe deux facteurs qui sont :

- **L'infection :**

L'infection en chirurgie orthopédique est décrite comme un désastre (Henry et Wadsworth ; 1981). Ce risque d'infection, propre à toute chirurgie, représente lors de greffes un facteur encore plus grave dans la mesure où ce type d'intervention est souvent réalisé après une résection osseuse ou un retrait de matériel ayant entraîné une infection (ostéomyélite) (Anderson ; 1993), surtout lors de l'utilisation de l'allogreffe (Henry et Wadsworth ; 1981) et que l'allogreffe spongieuse ne peut s'intégrer en présence d'infection. Parmi les raisons de l'apparition d'une infection, on peut citer la contamination causée par le non respect des principes de l'asepsie :

- Une longue exposition à la contamination dans la salle des opérations ;

- La contamination directe de la plaie à travers les instruments chirurgicaux qui sont exposés aux bactéries présentes dans l'air de la salle des opérations (Shena ; 1983). L'infection peut être provoquée par le sang de l'animal lui-même, mais c'est rarement le cas (Brinker et *al* ; 1994).

- **La stabilité :**

L'incorporation réussie de n'importe quel greffon nécessite une immobilisation complète (Stevenson ; 1985).

Le greffon cortical, quelle que soit sa nature, subit un échec dans le cas d'une immobilisation insuffisante (Henry et Wadsworth ; 1981). Ceci est dû à la microvascularisation qui est incapable de traverser la corticale, et la résorption du système haversien à cause de la destruction selon un degré de mouvement. L'immobilisation bonne et durable du greffon offre une circonstance biomécanique et biologique adéquates pour la formation de microvascularisation, ce principe a été prouvé expérimentalement chez l'espèce canine (Stevenson ; 1985, Sauer et Schoettle ; 1979).

## **II-7. Les méthodes de conservation des greffes :**

La technique de conservation idéale est celle qui maintient la capacité du greffon à stimuler l'ostéof ormation en éliminant l'antigénicité (Stevenson ; 1985).

### **II-7-1. Technique de congélation et lyophilisation :**

La conservation par congélation est réalisée à une température entre -20°C et -30°C (Shena et *al* ; 1985) et pour avoir une lyophilisation à un degré d'humidité de 5%, l'os est exposé à une température de -70% et une et une évaporation de 5 à 10 PA.

Les inconvénients de la méthode de congélation sont la baisse du taux d'humidité de l'os par évaporation, ce qui cause une augmentation de la concentration des sels, au point d'avoir une concentration hypertonique, cette dernière n'affecte pas seulement la viabilité cellulaire mais elle provoque aussi une destruction progressive de la forme osseuse (Shena et *al* ; 1985).

Parrish a signalé dans son rapport clinique que le greffon congelé est souvent rejeté, cela est dû à la non incorporation, par ailleurs, il a aussi constaté un pourcentage élevé d'échec du segment d'allogreffe congelé, sur les vingt-deux (22) cas utilisés dans son expérimentation, huit (08) cas ont présenté des fractures de fatigue, quatre (04) ont présenté un retard de consolidation ou de la non consolidation au niveau des interfaces hôte-greffon (Burchardt ;1983). Concernant la technique de lyophilisation, le principal problème est le changement des caractéristiques mécaniques de l'os à l'origine des micro-fractures, et sa

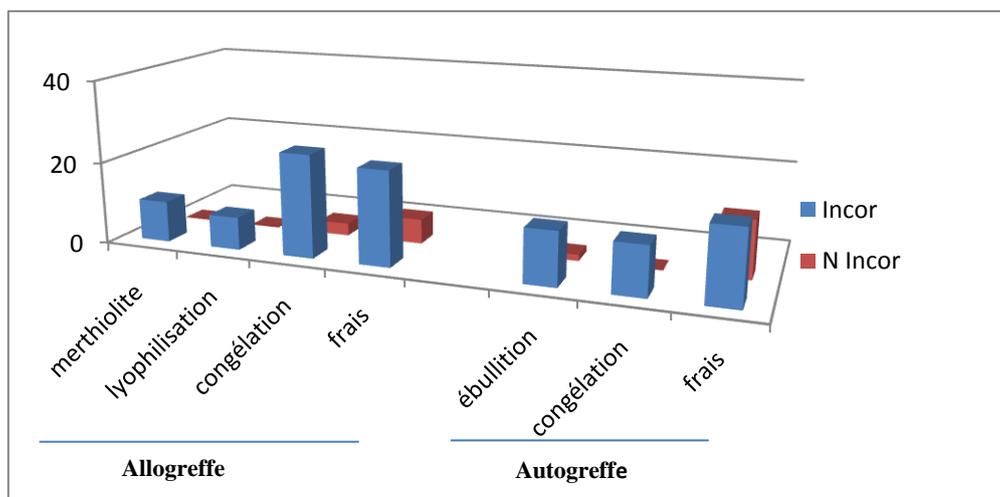
fragilisation. Après une longue période, les mêmes complications qui atteignent l'allogreffe congelée sont observées dans l'allogreffe lyophilisée, cela englobe les fractures de fatigue, des cas de non consolidation, un retard de consolidation et parfois une résorption totale de l'implant (Stevenson ; 1985).

### II-7-2. Techniques d'ébullition :

Les chercheurs Robertson et Galie ont pu obtenir, dans une étude expérimentale concernant le passage du cal, une incorporation complète d'un greffon préparé par ébullition pendant 10 min (Peer ; 1955). Cette méthode d'ébullition ne peut être appliquée à l'autogreffe, en raison de la coagulation du canal haversien et la dénaturation du collagène. Ces déformations conduisent à la formation de protéines non reconnues décrivant une matière du non soi, la coagulation entrave l'opération de la revascularisation et la déformation de la matrice ralentit le processus de la bio-réparation normale (Nunamaker ; 1985, Burchrdt ; 1983).

### II-7-3. Technique de traitement de la greffe par merthiolate

Cette opération consiste à mettre l'os dans une solution de merthiolate à concentration 1 pour mille pendant une semaine au minimum avant son utilisation. Le greffon obtenu à partir de cette méthode a une faible capacité à stimuler la formation d'os et l'infiltration du cal, en cas de fracture du greffon la possibilité de la réussite de la greffe sera faible (Bonfiglio ; 1958), malgré l'utilisation de Bonfiglio du terme faible, les résultats obtenus ont montré un échec de l'allogreffe préparée par la méthode précédemment décrite, en outre l'échec de la greffe lyophilisée et l'autogreffe congelée (Fig. N° II -1).



**Figure N°II-1** l'utilisation de la greffe osseuse pour la réparation des fractures (Bonfiglio ; 1958).

**II-7-4. Technique de décalcification de l'allogrefte**

La greffe osseuse dépourvue de calcium a également été utilisée comme substitut à l'autogrefte, les résultats n'étaient pas convaincants (Nunamaker ; 1985). D'autres recherches, ont montré que la greffe dépourvue du calcium est meilleure que la greffe non organique (Burchardt ; 1983).

L'utilisation d'une greffe déminéralisée par l'acide hydrochlorique diminue la résistance du greffon et ne constitue pas un support solide au squelette (Stevenson ; 1985). Selon Brooks et son équipe, la greffe dépourvue de calcium accélère le rejet de l'allogrefte (Burchardt ; 1983).

**II-7-5. Technique de déprotéinisation de la greffe**

Dans cette méthode, on utilise le éthylène diamine ou la glycérine, afin d'extraire les protéines de l'os. Mécaniquement, le greffon obtenu est fragile et peut être utilisé que pour combler un petit défaut squelettique ; Anderson et son équipe ont confirmé l'absence d'une réaction inflammatoire (Burchardt ; 1983). La délipidation-déprotéination des xéngreffes est une étape non négligeable car elle permet d'éliminer les antigènes de surface spécifique et augmente la perméabilité des greffes à l'eau (Chappard et *al* ; 1993), selon Fages et *al* (1994) cette plus grande perméabilité favorise le passage de substances hydrophiles (protéines) et la pénétration de cellules (cellules préostéogéniques par exemple).

**II-7-6. Technique de stérilisation de la greffe par l'autoclave**

Le greffon autoclavé a prouvé sa compétence clinique en empêchant la transmission des maladies du donneur au receveur (Friedlaender ; 1983). Une étude a montré que l'ablation d'une tumeur osseuse, et sa stérilisation par autoclavage entraîne l'élimination des cellules cancéreuses, d'où la possibilité de sa réimplantations sans aucune crainte de récurrence (Olds ; 1981).

**II-8. L'immuno-inhibition :**

Au lieu de rechercher l'allogrefte de faible immunogénicité, les chercheurs se sont orientés vers l'inhibition de la réaction d'immunogénicité de l'allogrefte (Stevenson ; 1985). Des résultats très satisfaisants, ont été obtenus dans une recherche relative à l'allogrefte ostéocartilagineuse fraîche avec raccordement des vaisseaux sanguins, un mélange d'azathioprine et cyclosporine « A » a été utilisé, afin d'inhiber le rejet immunitaire.

Le mélange a été utilisé de la façon suivante :

- la cyclosporine est prise en per-os quotidiennement (20 mg/kg), la prise commence directement après l'intervention ;
- L'azathioprine (10mg/kg) en per-os dès la matinée de l'intervention (Doi et al ; 1989).

### **II-9. L'incorporation du greffon ou de la greffe osseuse :**

Il est préférable lors de la discussion du comblement osseux d'utiliser le terme incorporation au lieu de guérison, ceci parce que le greffon assure presque toutes les fonctions normales de l'os, y compris la solidité biomécanique ; bien que le greffon contienne 80% d'os dévitalisé (Stevenson ; 1985). On peut dire que l'incorporation du greffon est une opération lente, l'approvisionnement du greffon en vaisseaux sanguins, la résorption de l'ancien système haversien et la formation d'un nouveau os à la fin. Toutes ces opérations sont lentes. Même après cinq ans une grande quantité du greffon est toujours présente. La majorité de la consolidation est assurée par le cal périphérique, qui est dérivé à partir de la corticale de l'os receveur qui couvre les extrémités du greffon (Szentimrey et al ; 1995). La revascularisation sanguine de l'os dévitalisé est appelée la substitution rampante (Henry et Wadsworth ; 1981).

Jusqu'à ce jour, la solidité osseuse reste un phénomène mal compris, la formation des vaisseaux sanguins paraît une opération principale (Renegar ; 1983, Elanga et al ; 1997). Le remodelage ne commence que lorsque la densité des vaisseaux atteint une situation semblable à celle de l'avant la greffe (Alberktsson ; 1980).

L'incorporation de l'allogreffe corticale diffère un peu de l'autogreffe corticale, l'opération de la résorption représente une grande partie de l'incorporation où l'élongation du nouveau os est faible (Nunamaker; 1985). Les méthodes de comblement passent par une période de formation de cal. La section vasculaire et la contusion des tissus mous, mènent à la formation d'un hématome, puis remplacé par un tissu de granulation qui est infiltré par des fibres de collagènes, afin de former un cal conjonctif ou un cal fibreux où une immobilisation partielle sera faite, le suit une période d'organisation des fibres qui renforcent l'immobilisation ; puis le tissu conjonctif est envahi par des cellules de la trame moyenne (Kerdelhvé et Genevois ; 1996). Les cellules viennent du tissu mou qui entoure la greffe, puis se transforme en ostéoclaste, néocapillaire et des ostéoblastes, l'opération de la substitution rampante commence à la formation d'un nouveau périoste qui entoure l'allogreffe dévitalisée.

La formation de nouveaux ostéons après l'élimination de l'allogreffe dévitalisée à l'aide d'ostéoclastes (Henry ; 1983) les ostéoclastes, amenés par la vascularisation, assurent la résorption de l'os nécrosé. Cette étape de l'incorporation de la greffe est plus importante les

(08) huit premières semaines suivant sa mise en place. La résorption augmente la porosité du greffon et diminue donc sa résistance mécanique. C'est pourquoi on estime que la période critique d'un point de vue résistance mécanique se situe entre la (06<sup>ème</sup>) sixième semaine et le (06<sup>ème</sup>) sixième mois après la greffe (Mathon ; 2002). Les ostéoclastes seront suivis par des néocapillaires et des ostéoblastes qui accompagnent les ostéoclastes à l'intérieure de l'allogreffe dévitalisée, afin de former le nouveau os. (Henry ; 1983).

### **II-10. Techniques d'immobilisation de l'implant osseux et l'évaluation de l'incorporation :**

Dans les dernières années, le recours à l'utilisation de la plaque métallique pour la réparation des fractures de la diaphyse fémorale a pris beaucoup d'ampleur. Le terme de la bonne immobilisation est lié à la plaque métallique lors de l'utilisation de la greffe segmentaire médullaire, puis les regards se sont orientés vers l'utilisation du fixateur externe comme moyen d'immobilisation du greffon osseux (Szentinpey et al ; 1995). Les résultats d'une étude comparative entre le fixateur externe et la plaque métallique ont donné (05) cinq cas de fractures sur (08) huit cas de l'ensemble des animaux, parmi ces (05) cinq cas, (03) trois cas ont été immobilisés par la plaque métallique et (02) deux par le fixateur externe ; (02) deux cas non consolidées et (01) un cas qui a fait un retard de consolidation. Ces (03) trois ont été immobilisés par des plaques métallique (Kerwin et al ; 1996).

L'utilisation de fixateur externe donne d'habitude une immobilisation faible par rapport à celle qui utilise la plaque métallique, ce qui pousse l'organisme à former un cal plus volumineux (Eggr et Kenneth ; 1985, Brinker et al ; 1994) en plus la possibilité du déplacement de la broche, résultat de la résorption osseuse (Macclur et al ; 1996). L'utilisation de plaque métallique influence la physiologie et la biomécanique de l'os (Slatter ; 1995) en outre ; la possibilité des cassures des plaques métalliques ou le desserrage des vis (Brinker et al ; 1994) selon Johnson et Dunning (2006) la plaque peut être associée à une broche intramédullaire pour réduire les contraintes sur la plaque et le risque de fatigue de l'implant.

Braden et son équipe sont parvenus à travers une étude biomécanique, au fait que la guérison d'une fracture en utilisant l'enclouage centromédullaire est plus solide que l'utilisation de plaque métallique. Ceci a une relation avec un phénomène appelé « stress protection » lié à la loi de Wolf concernant l'adaptation aux exigences de la fonction (Denny ; 1980).

L'enclouage centromédullaire a été utilisé dans l'immobilisation des fractures du fémur pendant plus de vingt-cinq ans sachant que tous les résultats ont été satisfaisants (Shnain et Markus ; 1995). L'enclouage par broche verrouillé est considéré comme une preuve que les chercheurs se sont orientés vers le développement de la technique de l'enclouage centromédullaire (Alho et al ; 1992). Le clou verrouillé neutralise les forces de flexion, de rotation et de compression axiale au niveau de la fracture ; il peut être utilisé pour les animaux, dont le score d'évaluation des fractures est faible à modérer (Johnson et Dunning ; 2006).

Lors de l'utilisation de l'enclouage centromédullaire, il faut prendre en considération la force de rotation, la force de cisaillement et la maîtrise de la technique (Deyoung et Probst ; 1985). Pour cette raison, il est nécessaire d'utiliser une immobilisation supplémentaire avec un fil métallique (Brinker et al ; 1994) ou un fixateur externe pour les fractures transverses ou obliques courtes (Johnson et Dunning ; 2006), afin de neutraliser la force de rotation et de cisaillement (Stoloff ; 1983, Liska ; 1985) tel qu'il est montré dans le tableau ci-dessous

**Tableau N°II-1** : La force de l'implant à éliminer la force de l'angulation (Slatter et al ; 1995).

	Force de rotation	Force d'angulation	Force de cisaillement
Enclouage centromédullaire simple	<<->>	<<+>>	<<->>
Fil métallique	<+>	<+>	<+>

<+> : Neutralisation de l'effet est réalisée, l'immobilisation supplémentaire est nécessaire.

<<->> : Neutralisation de l'effet n'est pas réalisée.

<<+>> : Neutralisation de l'effet est réalisée.

# **Chapitre III**

## **La propolis**

**III-1. Introduction :**

La propolis est un mot grec se référant à un produit qui est impliqué dans la défense de la ruche (Farooqui; 2012, Warré ; 1948). Cette substance fabriquée par les abeilles à partir de résines, de cires et de gommes trouvées dans les arbres, est transportée par les abeilles vers la ruche ou le nid, à l'aide de leurs pattes arrière, comme elles le font pour le pollen. En malaxant ces résines, cires et gommes avec leur propre cire et leurs sécrétions, elles produisent de la propolis (Mutsaers et *al* ; 2005). Bien que la composition soit relativement différente selon l'origine géobotanique, l'activité des diverses propolis reste commune (Apimondia ; 2001).

La propolis connaît traditionnellement de nombreuses applications. La médecine populaire l'emploie comme emplâtre pour plâtrer une jambe cassée, en association ou non avec de la cire d'abeille (Mutsaers et *al* ; 2005).

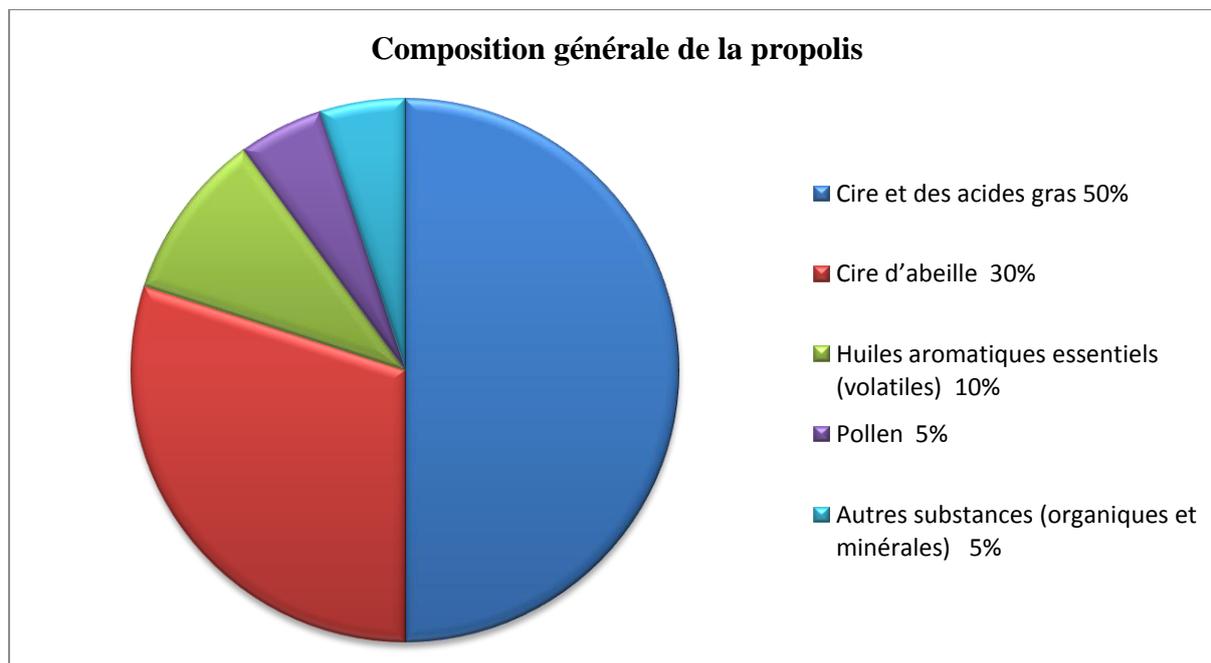


**Figure N° III-1** montre Abeille récoltant et portant deux gouttelettes de propolis (Gharbi ; 2011).

**III-2. Composition de la propolis :**

La composition chimique de la propolis varie selon les saisons, l'origine géographique la flore locale, la variété d'arbres et les espèces de plantes utilisées lors de la collecte (Philippe ; 1999). Parmi les types de substances habituellement trouvés dans la propolis brute est incluse approximativement 50% de résine (fraction polyphénolique composée de flavonoïdes et des acides phénoliques liés), 30% de la cire d'abeille (cire et des acides gras), 10% des huiles aromatiques essentiels (volatiles), 5 % le pollen d'abeille (protéine de pollen

et des acides aminés libres), 5 % d'autres substances (organiques et minérales) (Farooqui; 2012).



**Figure N° III -2:** Montre la composition générale de la propolis (Farooqui ; 2012).

Les éléments actifs de la propolis sont les flavonoïdes, les acides ferriques, les huiles essentielles et les caroténoïdes. Les autres matières qui la composent sont les cires botaniques et la cire d'abeille (environ 30%) ainsi que des matériaux bruts. Les flavonoïdes ont toutes la même formule chimique mais diffèrent néanmoins les uns des autres (Mutsaers et *al* ; 2005). La propolis se dissout assez bien dans l'acétone, le benzène et beaucoup mieux dans une solution à 2 % de soude caustique. Elle se dissout à la longue dans l'acide éthylique, la propolis pure est obtenue en faisant macérer le produit brute pendant un mois dans un excès d'alcool à 95 % ; la partie non dissoute est à rejeter.

En dessous de 15 °C, la propolis est dure et friable. A partir de 30°C, elle devient très malléable. Elle fond entre 60 et 70 °C. Fondue au bain-marie, une partie visqueuse reste au fond tandis que la cire de propolis, très aromatique surnage (Philippe ; 1999).

### **III-3. Propriétés thérapeutiques :**

La propolis ne comprend pas de protéines, d'hydrates de carbone ou de graisses et n'a de ce fait aucune valeur énergétique. Elle est quand même employée comme supplément nutritif du fait de ces qualités thérapeutiques.

La propolis a aussi un effet fortifiant sur la peau et les os du corps humain. Elle s'introduit à travers la peau dans les tissus et agit sur la consolidation osseuse après fracture ainsi que sur l'apaisement des affections musculaires comme les bursites. Elle est douce pour la peau, apaisante et cicatrisante (Mutsaers et *al* ; 2005).

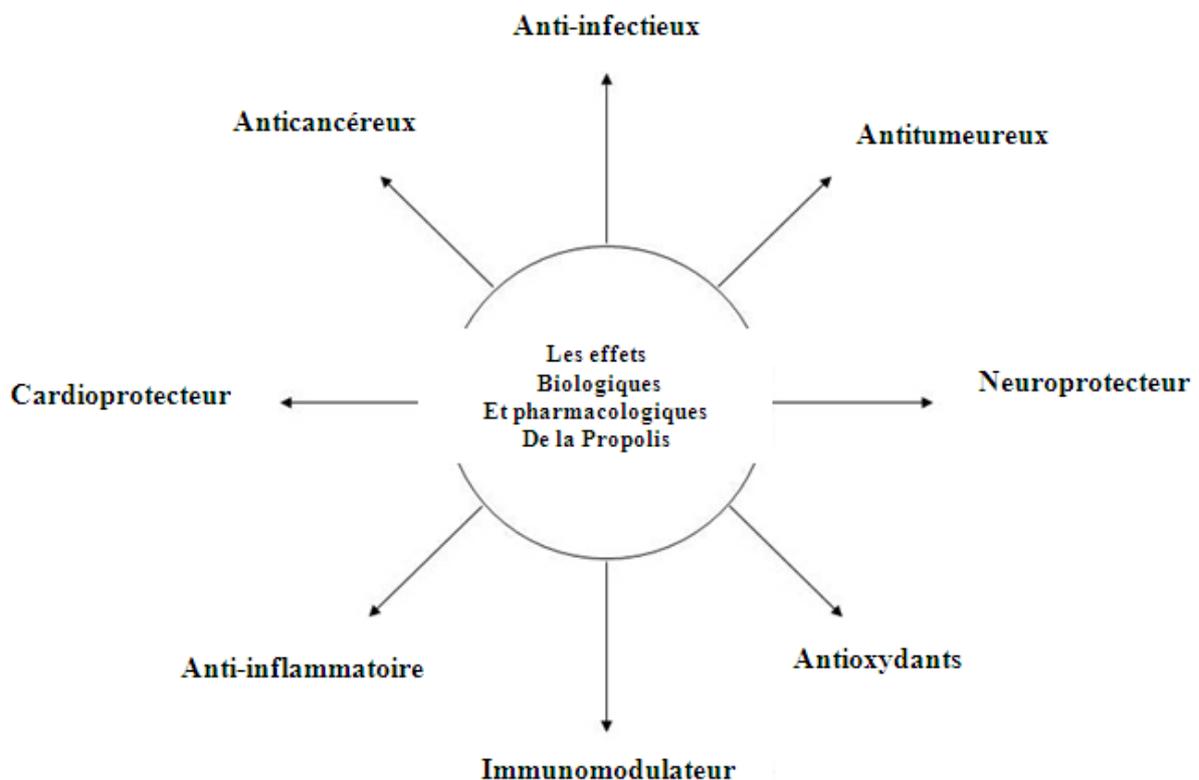
En fonction de sa composition chimique, la propolis possède un large spectre d'activité biologique et pharmacologique, y compris les effets :

- Anti-inflammatoires, la Propolis inhibe de manière dose dépendante l'activité des cyclo-oxygénases, enzymes intervenant dans la formation des prostaglandines impliquées dans l'inflammation (Castaldo et Capasso ; 2006). De plus, les extraits de Propolis stimulent les macrophages, inhibent l'agrégation plaquettaire et la synthèse des éicosanoïdes. Ce qui a pour finalité l'activation des mécanismes de protection naturelle, et confère à la propolis ses propriétés anti-inflammatoires (Martini et Seiller ; 2006). Cet effet est dû à l'acide caféique et l'acide phénéthyle ester présent dans la propolis (Parolia et *al* ; 2010).
- Antioxydants : Cet effet est principalement dû aux composants flavonoïde et phénolique (Mutsaers et *al* ; 2005, Farooqui ; 2012), elle peut même être utilisée comme un antioxydant naturel (Yang et *al* 2011). Selon Parolia et *al* ; 2010 les propriétés anti-oxydantes de la propolis sont dues à son pouvoir de captation des radicaux libre, ainsi à la vitamine C qu'elle contient.
- Anti-tumorale : cet effet est due à l'acide caféique de phénéthyle, qui est dérivé de la propolis (Mahmoud ; 2006). Selon Grange et Davey (1990) la propolis a un effet toxique contre les cellules tumorales.
- Immunomodulateur : les flavonoïdes et l'acide caféique présent dans la propolis jouent un rôle important dans la diminution de la réponse immunitaire en inhibant la voie de lipoxigénase de l'acide arachidonique (Ansorge et *al* ; 2003, Andrade et *al* ; 2006, Parolia et *al* ; 2010, Sforcina et Bankovab ; 2011).
- Anti infectieux : beaucoup de chercheurs avaient étudié l'activité antibactérienne de la propolis et ses extraits contre des bactéries Gram positives et Gram négatives et ils ont constaté que la propolis a un effet antibactérien plus important contre les germes Gram positives que les Grams négatifs (Grange et Davey ; 1990, Mahmoud ; 2006) Quand le germe d'une bactérie, d'une moisissure, d'un virus ou d'une levure est enveloppée de propolis, il ne peut plus respirer ni absorber d'eau. Il se rabougrit et

périt ; cette action antibiotique de la propolis lui vaut son qualificatif d'antibiotique naturel (Mutsaers et *al* ; 2005).

- **Cardioprotecteur** : La propolis a montré une baisse de la pression artérielle chez l'homme de 10- 15 mmHg pour les valeurs systoliques et de 5-10 mmHg pour les valeurs diastoliques. Elle atténue l'hypertension artérielle, renforce la résistance des vaisseaux sanguins (Senne ; 2010).
- **Neuroprotecteur** : propolis engendre une inhibition du stress oxydatif qui peut être partiellement responsable de sa fonction neuro-protectrice contre la mort cellulaires in vitro et l'ischémie cérébrale in vivo (Shimazawa et *al* ; 2005).
- **Antifongique** : la propolis est la seule substance de la ruche s'opposant au développement de champignon. Ce pouvoir antifongique n'a, jusqu'à présent, pas trouvé d'application (Jean-Prost et *al* ; 2005).

L'application locale de la propolis peu assurer une anesthésie locale avant une intervention (Senne ; 2010).



**Figure N° III -3** Montre les propriétés biologiques et pharmacologiques de la propolis (Farooqui ; 2012).

Dans les préparations homéopathiques, la propolis brute est extraite à l'alcool (éthanol) pour donner la «teinture mère». Cette solution est incorporée dans les compléments alimentaires et les produits d'entretien du corps. Elle est proposée aussi en gommes à mâcher, gélules, comprimés, sirop contre la toux, solution buccale et teinture pour une absorption par voie interne (Mutsaers et *al* ; 2005).

# **Chapitre IV**

## **Imagerie médicale**

**IV-1. Introduction :**

Aujourd'hui, cinq types d'imageries sont utilisés en médecine vétérinaire. Deux sont employées en routine : la radiographie et l'échographie ; trois autres techniques peuvent être mises en œuvre face à des situations cliniques plus complexes, généralement après les précédentes notamment aux raisons du coût de ces examens : la scintigraphie osseuse, le scanner et l'imagerie par résonance magnétique (Couroucé-Malblanc et Desbrosse ; 2010).

**IV-2. Les différentes techniques d'imagerie médicale :****IV-2-1. L'échographie :**

La radiographie est complétée aujourd'hui parfaitement par l'échographie qui permet d'étudier les tissus peu visibles à la radiographie. En effet l'échographie est une technique utilisant les ultrasons qui a été d'abord employée pour diagnostiquer les lésions tendineuses, Aujourd'hui, son utilisation est beaucoup plus vaste grâce au développement de l'échographie articulaire offrant une étude détaillée des articulations (surfaces osseuses, cartilage articulaire, liquide synoviale, capsules articulaires et ligaments) mais également à son emploi pour contrôler la réalisation d'injections diagnostiques ou thérapeutiques délicates (injections échoguidées) (Couroucé-Malblanc et Desbrosse ; 2010).

Selon Caron (2003), Denoix (1996), McIlwraith (1996), Redding (2001), Desmaizieres et Cauvin (2005) l'échographie, procédé d'imagerie non-invasif est efficace dans l'exploration des tissus mous articulaires et péri-articulaires. Elle apporte des informations précises sur les changements pathologiques de la membrane synoviale, de la capsule articulaire, des ligaments articulaires et péri-articulaires, du cartilage mais aussi de l'os sous-chondral selon Kealy et Allister (1994) pour interpréter les images échographiques, il faut connaître les principes des ultrasons et leurs interactions avec les tissus.

**IV-2-2. La Scintigraphie osseuse :**

Permet d'identifier les régions lésées du squelette (Couroucé-Malblanc et Desbrosse ; 2010) par l'accumulation des substances radioactives qu'ils contiennent (Kealy et Allister ; 1994) (Technétium lié à des biphosphonates) se fixant préférentiellement sur les régions anormales du squelette. Les intérêts majeurs de la scintigraphie résident dans sa capacité à identifier des lésions osseuses non visibles radiographiquement ou situées sur des régions difficiles à radiographier comme le bassin (Couroucé-Malblanc et Desbrosse ; 2010).

**IV-2-3. Le scanner et l'IRM :**

Sont deux techniques d'imagerie sectionnelle donnant des images en coupe de la région examinée. La différence principale est que le scanner utilise les rayons X et par

conséquent ; est plus dédié au diagnostic des lésions osseuses (Couroucé-Malblanc et Desbrosse ; 2010). Selon (Kealy et Allister ; 1994) la TDM permet d'examiner les différentes structures sans que les organes voisins ne s'y superposent. Les appareils de tomodensitométrie sont composés d'un système d'acquisition des données (un générateur de rayons X associé à des capteurs), un ordinateur qui stocke et permet de traiter le signal, avec un écran pour visualiser les images, et un système de commande (D'anjou et Alexander ; 2005). L'imagerie par résonance magnétique est une technique qui nécessite de placer le sujet dans un champ magnétique puissant. D'un point de vue basique, cela provoque l'alignement des atomes d'hydrogènes situés à l'intérieur du sujet avec le champ magnétique. L'IRM est particulièrement intéressante pour l'examen des tissus comme le cerveau et la moelle épinière (Kealy et Allister ; 1994).

#### **IV-2-4. La radiologie :**

##### **IV-2-4-1. Introduction :**

La radiographie est l'enregistrement sur un fil de l'ensemble des ombres laissées par les structures et les objets se trouvant sur le passage d'un faisceau de rayon X. Comme, par définition, la radiographie est une ombroscopie, les règles géométriques applicables à la formation des ombres s'appliquent également aux radiographies (Kealy et Allister ; 2008).

##### **IV-2-4-2. Radiologie conventio nelle ou analogique :**

L'image d'un film radiographique est une image analogique, conforme à la vision de l'observateur. Elle est constituée par une infinité de point lumineux dont l' il permet la capture et l'intégration psycho-visuelle. Ces points lumineux présentent une couleur et une intensité variables, ce qui d'un point à un autre crée un contraste. L'image radiographique est composée par une échelle de nuances lumineuses qui va du blanc au noir ( chelle de gris). La perception de l' il humain est limitée en moyenne à 16 niveaux de gris différents.

Les zones sensibilisées par le rayonnement X apparaissent en noir ; ce noircissement est d'autant plus intense que la quantité de rayons X est plus grande. Sur une radiographie qui est un film négatif, l'os apparaîtra blanc. On a cependant gardé la terminologie de la radioscopie : une opacité est blanche et une zone radio-transparente est noir (Tubiana et al ; 2004). Selon Baur et al (2002) l'examen de référence pour le diagnostic de fracture est la radiographie standard.

##### **IV-2-4-3. Radiologie numérique :**

La technologie numérique repose sur le même système d'obtention de l'image. Le matériel pour créer le faisceau de rayons X est le même que pour une radiographie

conventionnelle. Après passage du faisceau au travers de l'objet à radiographier, l'image de rayonnement créée sera détectée par un récepteur, qui transformera ce signal analogique en un signal numérique (Baudhuin et *al* ; 2004, Dillenseger et Moerschel ; 2009).

#### **IV-2. Les composants de l'Appareil radiologique :**

Selon Deasachy (2009) les composants de l'Appareil radiologique sont :

**1. Le statif :** Génère les rayons X, Composé de :

- La transformatrice haute tension ;
- Câble haute tension ;
- La mise à la terre du transformateur ;
- Tube à rayons X selon Monnier et Tubiana (2002) est fixé soit sur une colonne plancher-plafond, soit sur une suspension plafonnière ; dans les deux cas, des repères (au sol ou au plafond) permettront de minéraliser la distance foyer-film.

**2. La table :** sur laquelle doit être déposé l'animal, la plaque se met soit sur la table, soit sur un tiroir « le potter » situé en dessous. Selon Monnier et Tubiana (2002) Les potters verticaux sont incorporés dans un plateau vertical fixe et peuvent coulisser verticalement pour s'adapter aux différents examens.

**3. Le diaphragme :**

Agrandit ou rétrécit la taille du faisceau de rayon X. Le diaphragme à volets multiples possède une source lumineuse qui permet de visualiser sur la table, la surface du champ. Son centre est souvent indiqué par l'ombre d'une croix portée sur une feuille transparente.

**4. Le pupitre :** Panneau de commande ; il contient les options suivantes :

- Marche/arrêt
- Réglage KV
- Réglage MAI s

**5. Le déclencheur :** Le commutateur manuel et le commutateur à pédales (Deasachy ; 2009).

**IV-3. Les préparatifs avant toutes prises radiographiques :**

Selon Desachy (2009) les points importants avant la prise de radio sont : la région exacte à radiographier, la position : face et/ou profil, la pathologie à mettre en évidence, une préparation préalable (produits à avaler, produits à injecter, tranquillisation).

**IV-3-1. Préparation du matériel**

- Choisir la plaque ;
- Préparer la plaque et le film ;
- Identifier la plaque ;
- Demander si vous devez faire un ou deux clichés sur la même radio (face-profil) (Desachy ; 2009).

**IV-3-2. Préparation du patient :**

Une autre exigence importante dans la préparation du patient, c'est d'éviter la formation d'ombres trompeuses dues à des causes, telles que les fèces ou des gaz intestinaux, de la saleté ou un harnais à l'extérieur du corps. Quant aux causes externes à envisager et à éliminer, elles sont nombreuses (Douglas et Williamson, 1969). C'est le cas de tous les colliers, harnais et manteaux. Les pieds des animaux doivent toujours être examinés avant la radiographie de cette région (Desachy ; 2009). Il faut ôter la boue, les graviers et, dans le cas des grands animaux, les pierres qui y sont fixées. Des bandages légers ou de minces couches d'ouate sur les membres n'altèrent pas l'image radiographique ; tandis que les pansements et les plâtres doivent être, si possible, enlevés avant la radiographie. Les plâtres après leur enlèvement laissent de nombreux fragments adhérents au poil qui nécessite un nettoyage sérieux. Si le plâtre ou le pansement ne peut pas être enlevé, le temps de pose doit être augmenté (Douglas et Williamson, 1969).

**IV-3-3. Contention et anesthésie générale :**

Un animal conscient peut être maintenu d'une manière satisfaisante dans toutes les positions, pour lesquelles l'anesthésie générale est indispensable, pourvu qu'il soit d'un tempérament calme et que deux personnes soient disponibles pour le maintenir (Douglas et Williamson, 1969). Dans le cas contraire, on peut envisager une sédation ou une anesthésie (Douglas et Williamson, 1969, Desachy ; 2009). L'anesthésie générale fournit les conditions idéales pour la mise en place du patient quoique la relaxation complète qui l'accompagne nécessite des coussins supplémentaires. Elle évite au personnel d'avoir à tenir l'animal et lui épargne les risques d'irradiation (Douglas et Williamson, 1969).

**IV-3-4. Prise de Radio :**

- Allumer la radio ;
- Positionner la plaque en fonction de la croix lumineuse ;
- Régler les constantes ;
- Tranquilliser éventuellement l'animal ;
- Se protéger (tablier, gants) ;
- Positionner l'animal
- Faire la radio (Desachy ; 2009).

**IV-3-5. Choix des constantes :**

Selon Kealy et Allister (2008), il est essentiel d'utiliser des tableaux de constantes pour obtenir des résultats reproductibles. Cette constante est particulièrement importante s'il faut répéter les examens au bout d'un certain temps pour estimer l'évolution d'un cas particulier.

Plus l'animal bouge ou respire vite, plus il faut être rapide → temps très court.

Plus le temps est court, plus il faut taper fort → augmenter le KV.

- TEMPS → rapidité d'impact des rayons.
- KV → force d'impact (Desachy ; 2009).

Selon Monnier et Tubiana (2002) les kilos volts, les milliampères et les secondes contribuent au noircissement du film. Les mAs représentent schématiquement la quantité de rayons X et les KV, leurs quantité responsable de la pénétration et du contraste.

**Tableau N° IV-1 :** Les constantes radiologiques selon les régions anatomiques (Desachy ; 2009).

Région anatomique	Animaux	
	Petit chien	Gros chien
Abdomen	KV : 70 mA/s : 7	KV : 80 mA/s : 9
Thorax	KV : 65 mA/s : 5	KV : 75 mA/s : 6
Membres	KV : 50 mA/s : 8-10	KV : 53-60 mA/s : 10-12
Crane	KV : 65 mA/s : 10	KV : 75 mA/s : 10-12
Colonne vertébrale	KV : 80 mA/s : 8	KV : 85 mA/s : 10-12
Bassin	KV : 60 mA/s : 10	KV : 75 mA/s : 10-12

#### IV-4. Radiographie de fémur :

##### IV-4-1. Incidence latérale :

De bonnes vues de toute la longueur de l'os sont difficiles à obtenir sous cet angle, à cause de:

- La difficulté d'éviter la superposition de l'autre membre, particulièrement chez un animal contracté nerveusement ou sous l'effet de la douleur ;
- La variation de l'épaisseur de l'os entre ses deux extrémités (surtout chez les races brévilignes).

Si ces difficultés sont trop grandes, on peut avantageusement employer une autre technique. L'animal est couché sur le côté blessé avec l'avant-train tourné de 45°. Le membre indemne est tenu approximativement verticalement. Centrez sur le milieu de l'os (Douglas et Williamson, 1969). Selon Desachy (2009), on doit laisser l'animal en position jusqu'au développement du cliché.

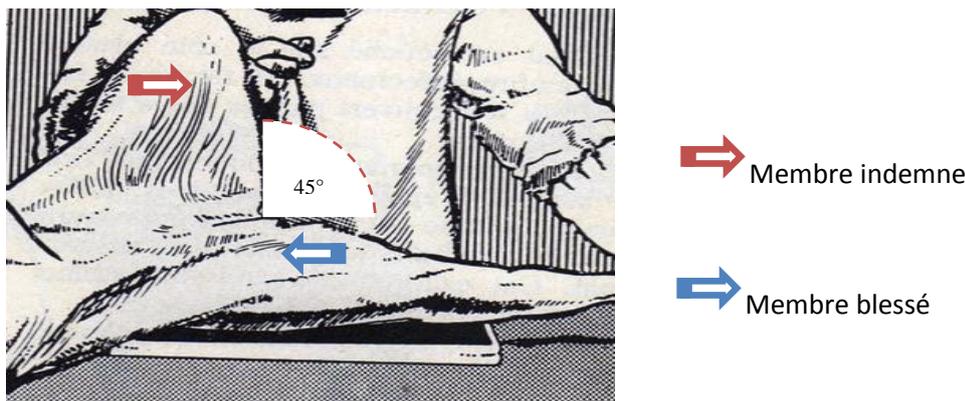


Figure N° IV-5 : Incidence latérale (Douglas et Williamson, 1969)

#### IV-5. Interprétation chronologique des signes radiologiques de fracture :

##### IV-5-1. Les signes qui accompagnent une réparation de fracture :

1. Formation d'un pont enjambant le trait de fracture, constitué d'un cal osseux.
2. Comblement du trait de fracture. Cette image doit être mise en évidence sur plusieurs incidences.
3. Remodelage du cal avec restauration de la corticale et de la cavité médullaire.
4. Restauration des images normales des travées (Kealy et Allister ; 2004).

**IV-5-2. Les différentes densités radiographiques :**

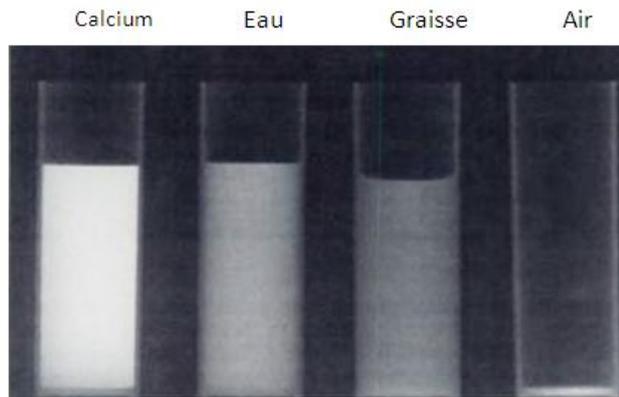
Les molécules comportant des atomes lourdes (calcium, iode, baryum) vont se comporter vis-à-vis des rayons X comme un écran, les empêchant plus ou moins d'atteindre le film ; la conséquence au point de vue radiographique est une plage plus au moins blanche sur le film ; à l'opposé, s'il n'y a que de l'air interposé entre le tube à rayon X et le film, celui-ci sera impressionné au maximum, donnant une surface noire (Tubiana *et al* ; 2004).

**IV-5-3. Relativité des différentes densités radiologiques :**

Lors d'augmentation de l'opacité, l'image sur la radiographie apparaît plus blanche que celle que l'on attendait normalement ; ce terme se réfère donc à une augmentation de masse volumique qui se reflète sur la radiographie. Lors de la diminution de l'opacité, l'image sur la radiographie apparaît plus sombre que celle que l'on prévoyait.

On peut reconnaître (05) cinq opacités radiographiques : métallique, osseuse ou minérale, liquidienne ou tissulaire (tissu mou), gazeuse (air) et grasseuse.

- Les corps métalliques sont très denses et s'opposent virtuellement au passage de tous les rayons incidents et apparaissent blanches (radio-opaque) sur la radiographie ;
- L'os n'est pas aussi dense que le corps métallique. Il laisse passer très peu de rayons par rapport aux tissus corporels. Les parties du film recouvertes d'os apparaissent presque denses sur la radiographie. Les liquides arrêtent plus de rayons incidents que les gaz, mais en laissent passer plus que l'os. L'opacité liquidienne est comprise entre la blancheur de l'opacité osseuse et la noirceur de l'opacité gazeuse. Elle apparaît grise sur la radiographie. Comme les tissus mous sont composés en grande partie de liquide, l'opacité tissulaire est similaire. Toutes les opacités liquidiennes ont le même aspect. Il est donc impossible sur une radiographie de faire la différence entre du sang, du chile, un transsudat ou un exsudat. L'opacité grasseuse se trouve entre l'opacité liquidienne et l'opacité gazeuse (Kealy et Allister, 2008).



**Figure N° IV-1** montre les densités sur une radiographie ( Monnier et Tubiana ; 2002)

#### **IV-6. Réponses de l'os aux agressions et aux maladies :**

Les os peuvent répondre aux agressions ou aux maladies de plusieurs façons. Les maladies ou les traumatismes peuvent engendrer toutes les modifications suivantes ou seulement une partie de celles-ci. Dans bien des cas, on observe plusieurs processus réactifs au niveau du site lésionnel (Kealy et Allister ; 2008).

##### **IV-6-1. Diminution de l'opacité :**

Une résorption ou une destruction osseuse peut faire suite à un traumatisme, un trouble métabolique, une infection ou une néoplasie. Lorsque le tissu osseux disparaît à un endroit, l'os perd son opacité osseuse localement. Si la lésion osseuse est isolée, cela se voit facilement parce que l'os, tout autour de la lésion sert de comparaison. Les travées osseuses deviennent floues ou grossières, disparaissant même parfois (Kealy et Allister ; 2008).

##### **IV-6-2. Augmentation de l'opacité :**

Une augmentation de l'opacité osseuse se produit lors d'augmentation de la minéralisation ou de la production d'un nouvel os. Elle peut résulter d'un processus pathologique intra-osseux ou représenter une réponse à un traumatisme ou un stress. Un stress continu et anormal sur un os entraîne un épaississement cortical le long de la ligne de stress maximal. La sclérose est le terme le plus souvent utilisé pour décrire l'augmentation de l'opacité osseuse sur les radiographies.

Des liserés scléreux entourent fréquemment des zones d'infection et représentent un mécanisme de défense permettant de confiner l'infection. Une sclérose de l'os sous-chondral peut accompagner des modifications inflammatoires dans une articulation. La superposition ou l'impaction osseuses peuvent donner l'impression d'une augmentation de l'opacité osseuse. Si, pour une raison quelconque, la croissance s'arrête, cette période de retard de développement est visible au niveau du squelette sous la forme de lignes

transverses d'opacité plus importante appelée stries d'arrêt de croissance. Elles n'ont aucune signification clinique (Kealy et Allister ; 2008).

#### **IV-6-3. Réaction périostée :**

Le périoste peut réagir à une irritation par une néoformation osseuse. Le type de réaction périostée reflète souvent la gravité de la lésion qui l'a provoqué. Au stade débutant, il s'agit d'une réaction fine et irrégulière, qui donne à l'os des limites floues ou indistinctes au niveau du site lésionnel. Il existe plusieurs types de réactions périostées (Kealy et Allister ; 2008).

##### **IV-6-3-1. Lisse et continue :**

Elle se produit en réponse à un léger traumatisme, un hématome sous périoste ou un remodelage osseux. Elle représente un processus chronique (Kealy et Allister ; 2008).

##### **IV-6-3-2. Lamellaire ou en pelure d'oignon :**

Elle se produit après des épisodes répétés d'irritation périostée. Elle s'observe souvent lors d'ostéopathie métaphysaire (ostéodystrophie hypertrophique) chez les jeunes chiens (Kealy et Allister ; 2004).

##### **IV-6-3-3. Réaction en palissade :**

La néoformation osseuse s'étend de manière centrifuge sous forme de colonnes perpendiculaires au cortex. La néoformation osseuse est continue. Ce type de réaction s'observe lors d'ostéopathie hypertrophique (Kealy et Allister ; 2008) ou syndrome de Cadiot-Ball fait partie des affections osseuses non infectieuses pouvant intervenir dans le diagnostic différentiel des ostéosarcomes du chien contrairement à ces derniers, on observe jamais d'ostéolyse les métaphyses sont rarement atteintes seules, et dans la plupart des cas plusieurs diaphyses sont touchées de façon souvent bilatérales et symétriques (Soyer et Doliger ; 2011) et parfois lors d'ostéomyélite (Kealy et Allister ; 2008).

##### **IV-6-3-4. Spiculaire:**

De fins spicules d'os néoformé se forment à partir de la lésion osseuse et irradient vers l'extérieur. Selon Soyer et Doliger (2011) les proliférations périostées de ce type sont évocatrices d'ostéosarcome.

##### **IV-6-3-5. Amorphe :**

Il s'agit d'un dépôt osseux désorganisé dans les tissus mous jouxtant la lésion osseuse. Cette réaction accompagne généralement les tumeurs malignes.

**IV-6-3-6. Le triangle de Codman:**

Ce terme est utilisé dans certaines affections, en présence d'une surélévation du périoste par une lésion et de la formation d'un triangle constitué d'os néoformé à la périphérie de cette lésion, juste sous le périoste surélevé (Kealy et Allister ; 2008) On peut rencontrer ce triangle dans les ostéosarcomes qui touchent préférentiellement les os longs, loin du coude près du genou (Soyer et Doliger ; 2011).



**Figure N° IV-2** Ostéomyélite du radius, on observe une érosion de la corticale(Kealy et Allister ; 2008)..



**Figure N° IV-3** Tumeur osseuse maligne caractéristique. Présence de triangle de Codman (Kealy et Allister ; 2008).

Le triangle de Codman peut accompagner une tumeur maligne ou une lésion non maligne comme une ostéomyélite (Kealy et Allister ; 2008).

# **Partie expérimentale**

# **Chapitre V**

## **Matériel et Méthodes**

**V- Matériel et méthodes :****V-1. Matériel :****V-1-1. Animaux d'expérimentation :**

Notre expérimentation a été effectuée sur huit (08) chiens de race locale (mâles et femelles) leur âge varie entre 6 et 12 mois, leur poids corporel moyen est estimé à 15 kg. L'ensemble des animaux a été déparasité par l'utilisation de Flubendazole<sup>1</sup> à raison de 75 mg/kg et un collier antiparasitaire a été fixé autour du cou des chiens, afin d'empêcher toute infestation de parasites externes. Par la suite, les animaux ont été mis dans des cages séparées et laissés pendant une période d'adaptation de 15 jours.

**V-1-2. Matériel chirurgical :**

La réalisation de notre expérimentation a nécessité l'utilisation d'un matériel chirurgical de routine (Figure N° V-1) et un matériel de chirurgie orthopédique (Figure N° V-2, 3, 4, 5 et 6).

Le matériel chirurgical de routine est composé de :

- Champ opératoire ;
- Pincés à champ « crabe » ;
- Lame bistouri ;
- Pincés de préhension à mors mousses ;
- Ciseaux de Mayo ;
- Pincés hémostatiques de Pauchet ;
- Ecarteurs de Farabeuf ;
- Pince porte aiguille ;
- Fils de suture résorbables et irrésorbables.

Le matériel orthopédique comprend :

- Broches de type Steinmann à 2 pointes de différents diamètres ;
- Une scie fil inoxydable avec poignets ;
- Mandrin de Jacobson ;
- Fil métallique ;
- Coupe broche ;
- Pince coupante.

---

<sup>1</sup> FLUVERMAL<sup>®</sup> ; Janssen-Cilag ; France ; 100mg/comprimé.

**V-1-3. Autre matériel :**

La préparation des allogreffes orthotopiques mises dans des sachets spéciaux (Figure N° V-7 et 9) a nécessité l'utilisation d'un autoclave (Figure N° V-10) et un extrait de propolis pure (Figure N° V-8) et le suivi radiographique a été réalisé à l'aide d'un appareil de radiologie numérique (Figure N° V-11).



**Figure N° V-1 :** Photographie montrant le matériel chirurgical de routine.



**Figure N° V-2 :** Photographie montrant les différents diamètres de broches de type Steinmann à 2 pointes.



**Figure N° V-3 :** Photographie montrant une scie fil inoxydable avec ses poignées.



**Figure N° VI-4** Photographie montrant une bobine de fil métallique inoxydable de différents diamètres.



**Figure N° VI-5** Photographie montrant un coupe broche.



**Figure N° VI-6** Photographie montrant un mandrin Jacobson avec sa clé.



**Figure N°V-7 :** Photographie montrant un greffon dans des sachets d'autoclavage.



**Figure N° V-8 :** Photographie montrant une boîte contenant des arkogélules de propolis.



**Figure N° V-9 :** Photographie montrant un greffon couvert avec une fine couche de propolis.



**Figure N° V-10 :** Photographie montrant un autoclave de type A.



**Figure N° V-11 :** Photographie montrant un appareil de radiographie numérique.

**V-2 Méthodes :****V-2-1. Description de l'expérimentation :**

Pour mener à bien notre expérimentation, les animaux ont été répartis en deux groupes. Le premier représente le groupe témoin, et dont les animaux ont reçu une greffe corticale tubulaire allogénique autoclavée, immobilisée par un enclouage centromédullaire simple de type Steinmann 4 et 5 mm de diamètre (figure N° V-10), renforcé par hémicercelage (figure N° V-7), tandis que le deuxième groupe a subi la même technique chirurgicale sauf que l'allogreffe orthotopique était couverte aseptiquement par une fine couche de propolis pure.

**V-2-2. Préparation du greffon :**

Le greffon est obtenu à partir de la diaphyse du fémur gauche d'un chien euthanasié, après l'élimination du périoste, moelle et les restes des insertions musculaires ; la diaphyse est coupée à l'aide d'une scie métallique inoxydable en plusieurs fragments de 1 cm de longueur. Les greffons du groupe témoin sont mis directement dans des sachets spéciaux hermétiquement fermés (thermocollante<sup>2</sup>). Les autres greffons sont préparés de façon similaire, à l'exception une étape supplémentaire où la propolis<sup>3</sup> est appliquée sur l'intégrité du greffon, avant sa mise dans des sachets de stérilisation<sup>4</sup>. Les greffons préparés sont ensuite autoclavés<sup>5</sup> à une température de 121C° (figure N° V-2).

**V-2-3. Protocole anesthésique :**

En vue de préparer l'animal à l'anesthésie, et afin d'éviter tout vomissement, une diète hydrique de 12 heures est nécessaire, celle-ci sera suivie d'une diète totale de 12 heures. On entame le protocole anesthésique par une prémédication avec 0,01mg/Kg d'atropine<sup>6</sup> injectée en sous-cutané, suivi 15 minutes après par une double injection en intramusculaire, d'acépromazine<sup>7</sup> et de buprénorphine<sup>8</sup> à raison de 0,2mg/Kg et 0,02mg/Kg respectivement.

---

<sup>2</sup> IMPULSE SEALER TYPE : PFS-300 SOURCE: 110 v / 240 v 50/60 Hz watt: 450W (impulse).

<sup>3</sup> Arkogélule Arkopharma 45 capsules 22.3gr, 250mg/capsule France N° de lot BCP00865B.

<sup>4</sup> SteriClean ISO 11607 REF 230112 LOT 3006715 062011 20cm /200 m.

<sup>5</sup> Webeco GmbH type A N°919995 made in Germany Watt 2700 Amp 12.

<sup>6</sup> Atropine<sup>®</sup> sulfate (0,1% ) : Lab RENAUDIN ; N°112992 ; France.

<sup>7</sup> CALMIVET<sup>®</sup> (0.5 %) : Vetoquinol ; France.

<sup>8</sup> Temgesic<sup>®</sup> (0,3mg/ml) : Schering-plough; Levallois-Perret; France.

L'induction est assurée par une injection unique intraveineuse lente de propofol<sup>9</sup> à raison de 8 mg/Kg.

Juste avant de commencer l'opération, la moitié d'un mélange de télitamine<sup>10</sup> et de zolazepam<sup>10</sup> à raison de 15mg/Kg est injectée pour assurer le maintien de l'anesthésie durant l'acte chirurgical, la deuxième moitié est injectée 45 minutes après, et si nécessaire de petites doses peuvent être ajoutées tout au long de l'opération.

**Tableau N° V-1** : La quantité de produit anesthésique administré pour chaque animal.

Les animaux	Poids de l'animal	Quantité injectée (ml)				
		Atropine	Buprénorphine	Acépromazine	Propofol	Télitamine
Cas N° 1 (Rex)	16 kg	0.16	1.06	0.32	12.8	4.8
Cas N° 2 (Foxia)	15 kg	0.15	1	0.3	12	4.5
Cas N° 3 (Maxia)	20kg	0.2	1.33	0.4	30	6
Cas N° 4 (Alexia)	12 kg	0.12	0.8	0.24	9.6	3.6
Cas N° 5 (Rane)	20 kg	0.2	1.33	0.4	30	6
Cas N° 6 (Dane)	15 kg	0.15	1	0.3	12	4.5
Cas N° 7 (Van)	15 kg	0.15	1	0.3	12	4.5
Cas N° 8 (Yan)	15 kg	0.15	1	0.3	12	4.5

<sup>9</sup> PROPOFOL FRESENIUS<sup>®</sup> (10mg/ml) : FRESENIUS KABI SUEDE ; Autriche.

<sup>10</sup> Zoletil<sup>®</sup> 50 ; Virbac ; France.

### V-2-4. Les préparatifs de l'acte chirurgical :

La préparation de l'acte chirurgical aseptique est passée par les étapes suivantes :

1. Préparation du matériel tel que : champs, vêtements, gants et instruments ;
2. Préparation de l'animal ;
3. Préparation du chirurgien.

#### V-2-4-1. Préparation du matériel :

On commence par stériliser les champs, la tenue et la boîte à instruments en les passant à l'autoclave pendant trente minutes, et ne seront retirés de l'autoclave que quelques minutes avant l'intervention, puis on nettoie minutieusement la table chirurgicale à l'aide d'un désinfectant efficace.



**Figure N° V-12 :** Photographie montrant le matériel orthopédique



**Figure N° V-13 :** Photographie montrant l'étape d'autoclavage

#### V-2-4-2. Préparation du patient :

La véritable préparation du champ opératoire commence par tranquilliser l'animal ; afin de le laver et le raser. La première étape de la préparation consiste à nettoyer méticuleusement à l'eau et au savon ou avec un détergent germicide Dettol la zone à opérer, précédemment bien rasée au moyen d'un rasoir (figure N° V-14). L'étape suivante vise à éliminer les follicules pileux autant que sébum qu'en profondeur.

L'étape finale consiste à appliquer sur le champ opératoire un désinfectant de la peau Bétadine<sup>11</sup>. Une fois que le patient a été mis en position sur la table d'opérations, on

<sup>11</sup> SEPTIDINE®; Laboratoire PHARMAGHREB ; Algérie.

recommence tout le processus de désinfection ; afin de réduire le nombre des micro-organismes existant au niveau de la future incision (figure N° V-15).



**Figure N° V-14 :** La cuisse gauche préalablement rasée et désinfectée par de la Bétadine.



**Figure N° V-15 :** le chien est mis sur la table chirurgicale sur son côté droit, ensuite la mise en place d'un champ opératoire stérile.

### V-2-4-3. Préparation du chirurgien

On commence par se changer, en mettant une tenue de bloc : un masque et une calotte ; se savonner ensuite les mains et les bras, en les débarrassant de tout ce qui peut les souiller. En dernier, on enfile deux gants stériles de taille adéquate N° 7.

### V-2-5. L'intervention chirurgicale :

Au niveau de la diaphyse du fémur, on a pratiqué une incision longitudinale de 7 cm sur la peau selon une ligne imaginaire, s'étendant du grand trochanter jusqu'à la face latérale de la rotule (Figure N° V-18 et 19). On sectionne l'insertion crâniale du muscle biceps fémoral sur le fascia lata (Figure N° V-20). La réclinaison du corps du muscle biceps fémoral vers l'arrière et du muscle vaste latéral et du fascia lata vers l'avant découvre la plus grande partie de la diaphyse du fémur (figure N° V-21). Après la section des tissus insérés à l'os (Figure N° V-22), on fait passer une scie fil inoxydable stérile sous l'os en protégeant les muscles par deux ciseaux courbés ouverts l'un en face de l'autre (Figure N° V-23 et 24), ainsi l'os est sectionné par des mouvements parallèle (Figure N° V-25). Un morceau d'os d'un centimètre est retiré sans abîmer les insertions (source d'approvisionnement en matière nécessaire à la cicatrisation) du reste de l'os (Figure N°V-26).

La broche est mise en place par l'extrémité proximale à l'aide d'un mandrin Jacobson (Figure N° V-27), on l'engageant de façon rétrograde dans le canal médullaire de la partie proximale maintenue par une pince à os, le diamètre de la broche doit représenter 50 à 70% de celui de la cavité médullaire. La broche est glissée le long du canal médullaire jusqu'à la fausse trochantérienne, une incision de la peau est faite au niveau de la partie soulevée par la broche, ainsi on fait sortir le 3/4 de la broche à travers cette ouverture (figure N°V-27).

On perce le bout de la partie proximale et distale de l'os à l'aide d'une broche de Steinmann de 2 mm de diamètre, afin de pouvoir faire passer le fil métallique inoxydable de 0.6 mm de diamètre pour réaliser un hémi-cerclage (figure N°V-28).

On fait passer le fil métallique par le trou réalisé dans la partie proximale de la diaphyse, puis dans le canal médullaire du greffon, ensuite vers le trou perforé dans la diaphyse distale (Figure N° V-29).

Après alignement du greffon, on serre en nœud les deux bouts du fil métallique, en essayant toujours de garder le nœud à distance du greffon (Figure N°V-30), (Figure N° V-31), (Figure N° V-33).

Après cela, la broche est glissée dans la partie distale. Il est préférable de porter l'os en légère angulation vers l'arrière, cela permet une pénétration plus profonde de la broche dans la partie spongieuse de l'épiphyse distale et une immobilisation plus rigide.

L'enfoncement complet de la broche est estimé par une entre broche de la même longueur (figure N° V-30) déposée parallèlement à la broche enfoncée, par la suite, le surplus de cette dernière est coupé à l'aide d'un coupe broche (Figure N° V-32).

L'étape suivante consiste à appliquer une poudre d'antibiotique au niveau des deux plaies, puis en suture le fascia en surjet avec un fil résorbable synthétique de polyglactine<sup>12</sup> 0/2. La fermeture de la peau est assurée par des points simples séparés de polyamide<sup>13</sup> 0/2 et la plaie est nettoyée par de la Bétadine (Figure N° V-34).

Après injection d'un analgésique, l'animal est surveillé jusqu'au réveil, puis placé dans une cage individuelle, afin de limiter les mouvements.

---

<sup>12</sup> VICRYL® ETHICON

<sup>13</sup> Practgut Supramide steril®

**V-2-6. Les paramètres du suivi :****V-2-6-1. Suivi clinique :**

Une couverture d'antibiotique à base de pénicillines<sup>14</sup> est assurée pendant les dix jours suivant l'opération. Une prise de température a été effectuée quotidiennement jusqu'à la disparition de l'état fébrile. L'appui en station debout et en marche, l'emplacement de la broche, l'état de la plaie, et le comportement de l'animal représentent les principaux paramètres sur lesquels on s'est basé dans notre étude.

**V-2-6-2. Suivi radiologique :**

Une radiographie postopératoire est très utile pour s'assurer de la bonne mise en place du matériel d'ostéosynthèse.

Une radiographie numérique<sup>15</sup> réalisée (figure N° V-16) (figure N° V-17) chaque quinze (15) jours nous permettra d'apprécier la qualité du cal formé, ainsi que le devenir du greffon jusqu'au retrait de la broche.

Les radiographies sont prises en vue latérale, afin de bien mettre en évidence le fémur. L'animal tranquilisé est couché sur le côté opéré avec l'avant train tourné de 45°. Le membre indemne est tenu verticalement.



**Figure N° V-16 :** Photographie du mode de la prise du cliché radiologique par un appareil numérique.



**Figure N° V-17 :** Radiographie du fémur gauche d'un chien.

<sup>14</sup> Pen & Strep®; Laboratories Norbook; Newry.

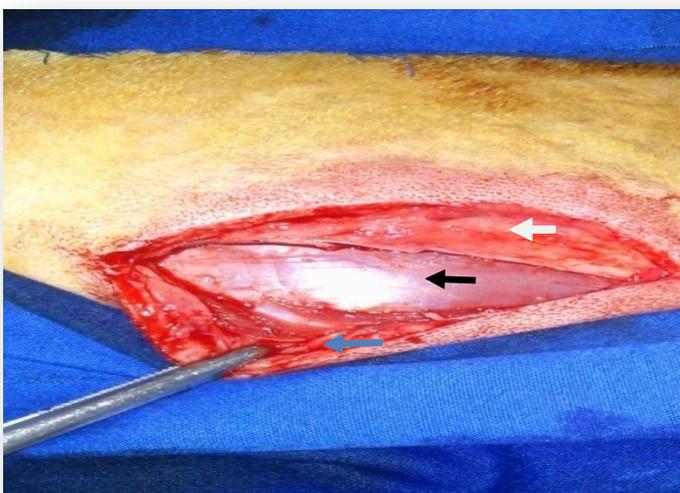
<sup>15</sup> Appareil de radiologie numérique RAD-12 X-RAY Tube made for General Electric Company, Model 226680 serial 50431HL6 ; U.S.A.



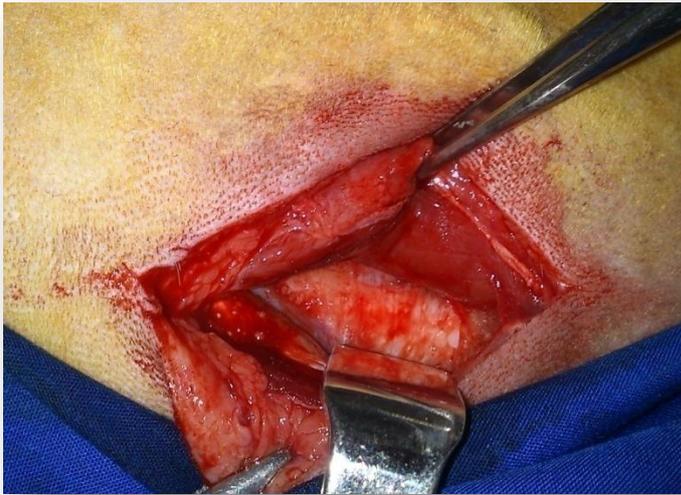
**Figure N° V-18 :** Photographie per-opératoire montrant le repérage de la ligne d'incision.



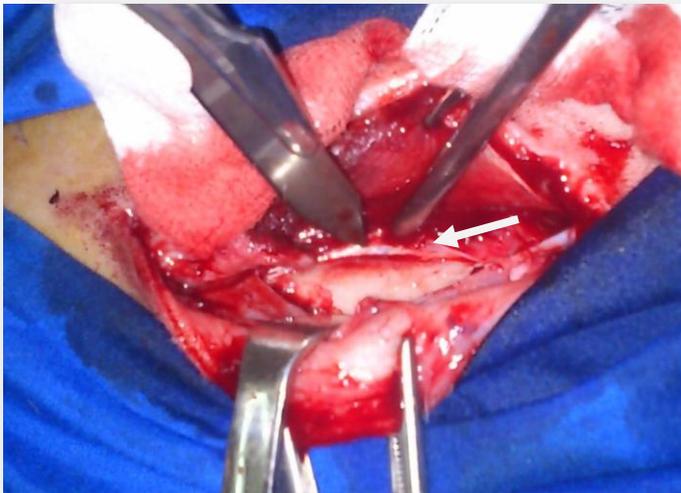
**Figure N°V-19** Photographie per-opératoire montrant une incision longitudinale de la peau et dilacération de la graisse sous cutanée.



**Figure N°V-20 :** Photographie per-opératoire montrant la section du fascia lata et la mise en évidence du muscle vaste latéral. La flèche blanche indique le fascia lata. La flèche noire indique le muscle vaste latéral. La flèche bleue indique le muscle biceps fémoral.



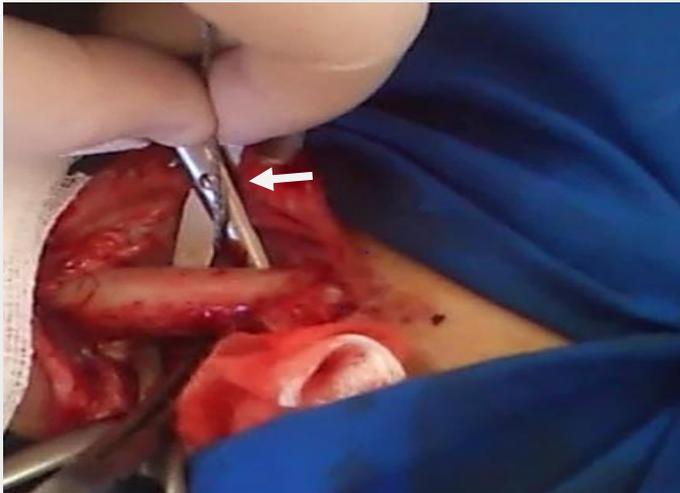
**Photo N°V-21 :** Photographie per-opératoire montrant la réclinaison du corps du muscle biceps fémoral vers l'arrière et du muscle vaste latéral et du fascia lata vers l'avant.



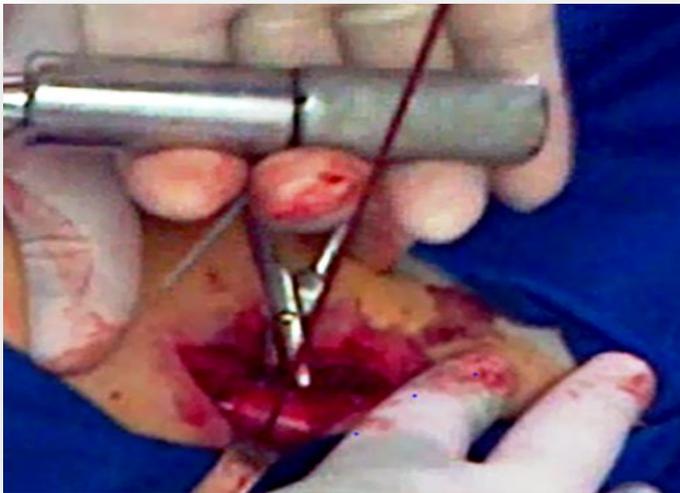
**Figure N°V-22 :** Photographie per-opératoire montrant la section du périoste, la flèche blanche indique un bout du périoste.



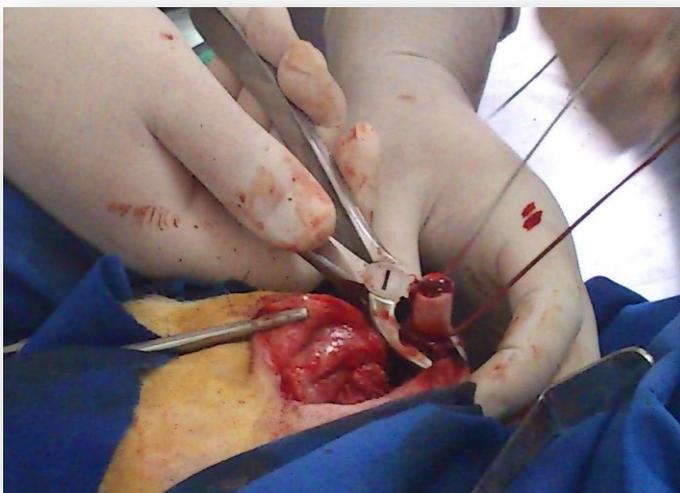
**Figure N°V-23 :** Photographie per-opératoire montrant deux ciseaux courbés ouverts l'un en face de l'autre sous la diaphyse fémorale.



**Figure N°V-24 :** Photographie peropératoire montrant le passage de la scie fil.



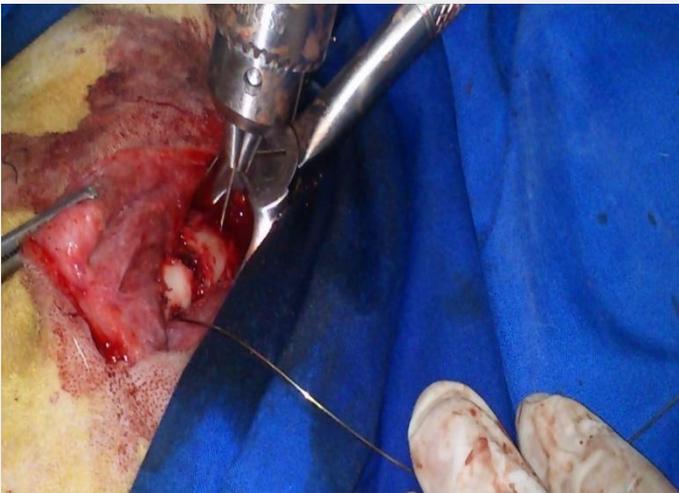
**Figure N°V-25 :** Photographie peropératoire montrant la section manuelle de la diaphyse fémorale gauche d'un chien par une scie fil.



**Figure N°V-26 :** Photographie peropératoire montrant la section manuelle d'un centimètre de la diaphyse fémorale à l'aide du scie fil.



**Figure N°V-27 :** Photographie per-opératoire montrant la mise en place de la broche à l'aide d'un mandrin dans la partie proximale de la diaphyse fémorale, jusqu'à sa sortie au niveau de la fosse trochantérienne.



**Figure N°V-28 :** Photographie per-opératoire montrant le perçage des deux abouts diaphysaires de la partie proximale et distale de l'os, à l'aide d'une broche de 2 mm de diamètre.



**Figure N° V-29 :** Photographie per-opératoire montrant un trou réalisé par une broche de 2 mm de diamètre.



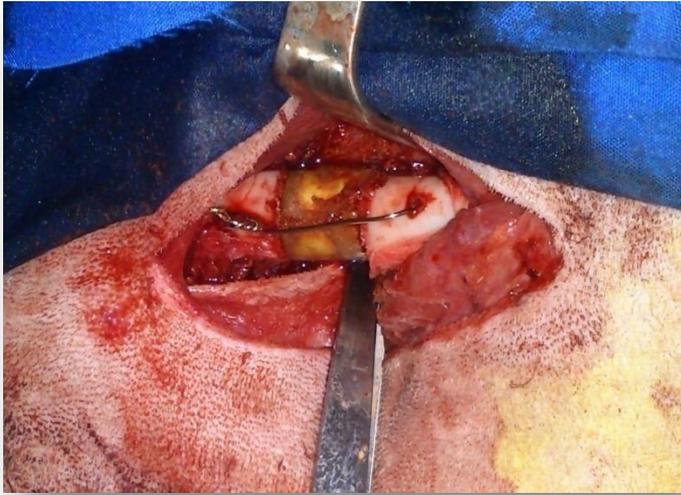
**Figure N° V-30** Photographie per-opératoire montrant le passage du fil métallique au niveau du trou de la diaphyse proximale, puis par le canal médullaire du greffon, et enfin par le trou de la diaphyse distale.



**Figure N° V-31** : Photographie per-opératoire montrant la mise en place d'un greffon sans propolis.



**Figure N°V-32** : Photographie per-opératoire montrant l'estimation de l'enfoncement complet du clou par rapport à un clou de la même longueur.



**Figure N°V-33 :** Photographie per-opératoire montrant le maintien du greffon à l'aide d'un fil métallique, la flèche blanche indique un nœud de serrage à distance du greffon.



**Figure N° V-34 :** Photographie per-opératoire montrant la suture de la peau avec des points simples séparés.

# **Chapitre VI**

## **Résultats**

**VI-1. Les résultats cliniques per et post-opératoire:**

La greffe d'un fragment osseux de 1 cm au niveau du fémur a pris un temps opératoire moyen de deux (02) heures ; la rupture de l'hemicerclage au moment de son serrage nécessitait parfois un temps supplémentaire pour réinstaller le matériel d'ostéosynthèse et d'assurer une bonne stabilité osseuse. Malgré la lourdeur de cet acte chirurgical, l'ensemble des chiens a survécu jusqu'à la fin du suivi. Une hyperthermie a été constatée chez tous les animaux d'expérimentation durant la première semaine.

Les chiens traités par un greffon couvert de propolis se sont rétablis progressivement ; l'obtention d'un appui complet et permanent constituait l'indice majeur de la réussite de la greffe (Tableau N° VI-1).

**Tableau N° VI-1 : Résultats cliniques de l'appui du membre opéré.**

Animaux et type de greffe		L'appui en station debout						L'appui en marche					
		1 <sup>ère</sup> Se	2 <sup>ème</sup> Se	3 <sup>ème</sup> Se	4 <sup>ème</sup> Se	5 <sup>ème</sup> Se	6 <sup>ème</sup> Se	1 <sup>ère</sup> Se	2 <sup>ème</sup> Se	3 <sup>ème</sup> Se	4 <sup>ème</sup> Se	5 <sup>ème</sup> Se	6 <sup>ème</sup> Se
Greffon sans propolis	N° 1 (Rex)	N	N	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
	N° 2 (Foxy)	N	N	N	N	N	P	N	N	N	N	N	P
	N° 3 (Maxia)	N	N	N	N	N	N	N	N	N	N	N	N
	N° 4 (Alexia)	P	P	P	P	P	P	N	N	P	P	P	P
Greffon couvert de propolis	N° 1 (Rane)	N	N	N	P	P	P	N	N	N	P	P	P
	N° 2 (Dane)	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P
	N° 3 (Van)	P	P	P	P	P	N	P	P	P	P	P	N
	N° 4 (Yan)	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P	P

**N** : négatif

**P** : positif

**Se** : semaine

Les complications enregistrées en postopératoire sont majoritairement liées à l'utilisation du greffon non couvert de propolis, parmi ces complications, on peut citer la rupture (soit par éclatement ou par résorption) du greffon et l'infection ; les autres complications sont communes aux deux types de greffes (Tableau N° VI-2).

**Tableau N° VI-2 :** Les complications enregistrées au cours du suivi clinique :

Animaux et type de greffe		Comportement du greffon	Infection	Angulation	Etat de la broche	Comportement de l'animal
Greffon sans propolis	N° 1 (Rex)	Eclatement du greffon à 15 jours	/	Présente	Sortie	Agité
	N° 2 (Foxy)	Eclatement du greffon 15 jours	/	/	En place	Agité
	N° 3 (Maxia)	Résorption du greffon à 45 jours	/	/	En place	Calme
	N° 4 (Alexia)	Greffon intact	Présente	Présente	Sortie	Agité
Greffon couvert de propolis	N° 1 (Rane)	Greffon intact	/	Présente	Sortie	Agité
	N° 2 (Dane)	Greffon intact	/	/	En place	Calme
	N° 3 (Van)	Greffon intact	/	Présente	Sortie	Calme
	N° 4 (Yan)	Greffon intact	/	/	En place	Agité

### VI-1-1. Résultats cliniques de la greffe sans propolis (groupe témoin)

#### VI-1-1-1. Premier cas clinique (Rex) :

Le premier jour après l'intervention est apparu un œdème inflammatoire et un état fébrile qui a duré 5 jours. Après la première semaine, on a constaté une sortie de la broche qui a été remise en place mais qui est ressortie une deuxième fois après deux jours, entraînant un important mouvement au niveau de la cuisse et une absence totale de l'appui du membre opéré. L'examen radiologique programmé à quinze (15) jours, a révélé une fracture du greffon, d'où la décision de retirer la broche et d'arrêter le suivi clinique de ce cas.



**Figure N° VI -1 :**

Photographie montrant la sortie de la broche.

#### **VI-1-1-2. Deuxième cas clinique (Foxy) :**

Au début du suivi clinique, une hyperthermie a été enregistrée et la région opérée présentait un gonflement qui a duré presque une semaine. L'animal n'arrivait pas à appuyer sur son membre, et a gardé cette attitude jusqu'à la huitième semaine. Après cette période, l'animal a repris la fonction de son membre opéré, mais ce dernier présentait un raccourcissement sans déplacement de la broche vers l'extérieur. L'exploration radiologique établie, a montré une consolidation des deux bouts osseux après rupture du greffon, ce qui a entraîné un raccourcissement du membre, et une reprise très tardive de l'appui.



**Figure N° VI -2 :** Photographie montrant l'immobilisation de l'animal en cage, deux semaines après l'intervention.

**VI-1-1-3. Troisième cas clinique (Maxia) :**

Directement après le réveil, un gonflement est apparu sur la face latérale de la cuisse accompagné d'un retrait complet du membre. L'examen clinique quotidien a révélé la présence d'une hyperthermie durant les cinq premiers jours. Aucune complication septique n'a été constatée sur le membre opéré ; toutefois, l'absence de l'appui a persistée pendant toute la période du suivi, et cela malgré le caractère docile de l'animal et la disparition des signes d'œdème. A la fin du suivi, une extraction du matériel d'ostéosynthèse a été pratiquée, cette opération s'est déroulée sans complications.



**Figure N° VI-3 :** Photographie montrant l'immobilisation de l'animal en cage, sans possibilité d'appui.

**VI-1-1-4. Quatrième cas clinique (Alexia) :**

Le premier jour après l'intervention est apparu un gonflement accompagné d'une hyperthermie atteignant parfois les 40 C° et cela a duré 5 jours. L'animal a commencé, à appuyer sur le membre opéré en position debout durant la première semaine et à appuyer en marche dès la troisième semaine. La période suivante du suivi a montré une récupération progressive, et tous les paramètres cliniques et radiologiques indiquaient un rétablissement de l'animal.

La seule complication enregistrée était une légère réapparition du gonflement constaté à la palpation. Le retrait du matériel d'ostéosynthèse a été pratiqué au 70<sup>ème</sup> jour du suivi, cette opération a été facilitée par le relâchement de la broche causé par le gonflement préalablement constaté.

**VI-1-2. Les cas traités par la propolis :****VI-1-2-1. Premier cas clinique (Rane) :**

L'évolution clinique a été caractérisée par l'apparition d'un gonflement au niveau de la plaie dès le deuxième jour du suivi, et dont le volume continuait d'augmenter au cours de la semaine. Pour soulager l'animal, nous avons procédé à la vidange et au nettoyage de la plaie tous les trois jours, le liquide inflammatoire retiré était séreux, et contenait des particules de propolis. Les soins locaux ont fait complètement disparaître le gonflement après deux semaines.

Un relâchement de la broche provoqué par le gonflement a entraîné sa sortie à travers la peau et l'apparition d'une angulation au niveau de l'os. La présence de telle complication, rendaient nécessaire le recours à une opération correctrice, pour corriger les défauts d'alignement et rendre la broche à sa place. Après l'intervention, l'animal s'est rapidement rétabli, et le retour à l'appui, en position debout et en marche, a été obtenu après 15 jours.



**Figure N° VI-5 :** Photographie montrant l'appui de l'animal à 75 j après l'intervention.

**VI-1-2-2. Deuxième cas clinique (Dane) :**

Durant la première semaine du suivi clinique, nous avons enregistré une hyperthermie de 39 C°, et la présence d'un gonflement au niveau de la plaie. La palpation avec légère pression de la région de la cuisse a fait sortir un liquide séreux contenant des particules de propolis. La prise en charge de cette complication par des soins locaux pratiqués tous les trois jours, a permis de venir à bout du gonflement après deux semaines. Une petite masse dure et saillante, palpable à travers la peau, a remplacé le gonflement, et a commencé à augmenter de

volume jusqu'à la fin du deuxième mois pendant laquelle la petite masse a cessé d'augmenter de volume.

L'appui n'a pas été entravé par le gonflement, l'utilisation du membre opéré en position debout et même à la marche s'est rétabli graduellement à partir de la première semaine.



**Figure N° VI-7 :** Photographie montrant un appui partiel en station debout dès la première semaine, disparition du gonflement.

### **VI-1-2-3. Troisième cas clinique (Van) :**

Un gonflement a été constaté dès le deuxième jour au niveau de la plaie et dont le volume a continué à augmenter durant toute la semaine, chose qui nous a obligés à le vider tous les trois jours. Le liquide inflammatoire retiré était séreux et contenait des particules de propolis. Un état fébrile a été noté durant les six premiers jours.

La broche est sortie au bout de deux semaines et a été remise en place de l'extérieur. Nous étions obligés de suturer à chaque fois, afin d'éviter la sortie de la broche et les complications septiques de la plaie.

A trois mois, une extraction de la broche et une réduction externe de l'angulation décelée radiologiquement, ont été pratiquées ; une immobilisation provisoire par bandage de Robert Jones a succédé à la broche, en vue d'assurer une stabilité du membre. A ce moment, l'appui était presque absent du fait de la compression exercée par le bandage de Robert Jones. Cet appui est revenu aussitôt les soins arrêtés, et l'animal a pu utiliser son membre opéré de façon complète.



**Figure N° VI-9 :** Photographie montrant un appui en station debout.

#### **VI-1-2-4. Quatrième cas clinique (Yan) :**

Le suivi clinique du quatrième cas a révélé la présence d'un gonflement plus important que celui qu'on a découvert dans les cas précédemment décrits ; cependant, les résultats des soins étaient semblables, et l'animal a pu appuyer sur le membre opéré juste après l'élimination du liquide inflammatoire présent dans le gonflement.

La rupture de l'hémi-cerclage observé sur la radiographie, n'a pas eu de répercussions sur la stabilité du membre. Du moment que l'os a conservé son alignement et la broche n'est pas sortie à travers la peau, l'extraction de matériel d'ostéosynthèse a présenté une certaine difficulté du fait de l'enfoncement profond de la broche dans les tissus.

#### **VI-2. Les résultats radiologiques**

L'évaluation radiologique effectuée périodiquement, s'est basée sur la qualité du cal formé, l'interaction hôte-greffon et la résistance du greffon. Le suivi du cal a montré la présence d'une importante ostéoinduction chez le groupe traité par greffe couverte de propolis et une absence totale d'ostéogénicité dans les deux groupes (Tableau N° VI-3).

**Tableau N° VI-3 :** Les résultats du suivi radiologique de l'interaction hôte-greffon.

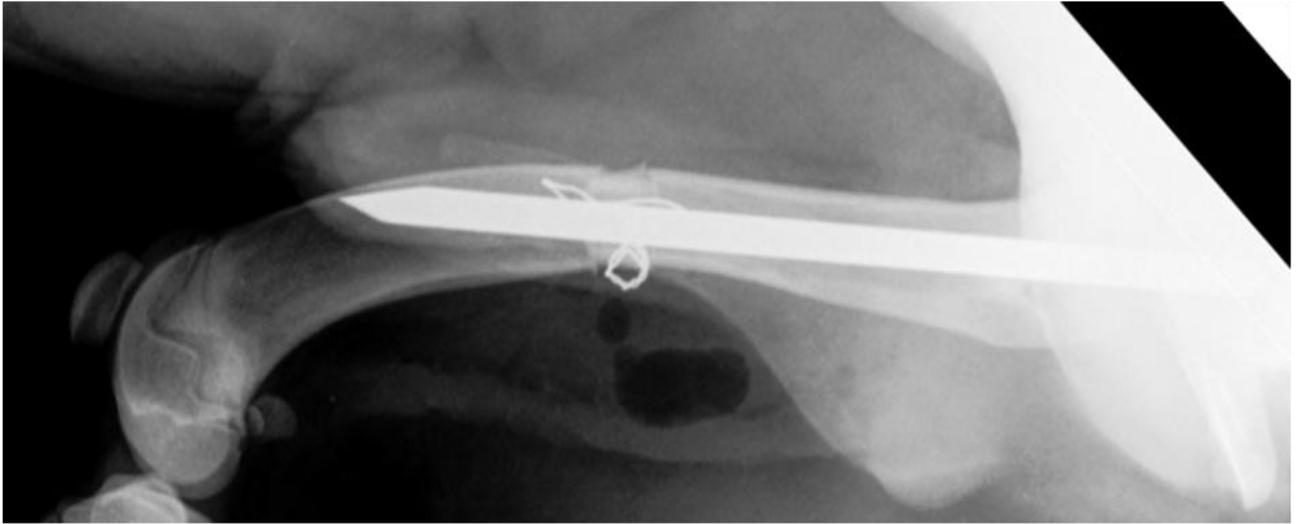
Animaux et type de greffe		Ostéoinduction		Ostéoconduction	Ostéogénicité
		Périosté	médullaire		
Greffon sans propolis	N° 1 (Rex)	+	-	-	-
	N° 2 (Foxy)	+	-	-	-
	N° 3 (Maxia)	++	-	+	-
	N° 4 (Alexia)	++	-	++	-
Greffon couvert de propolis	N° 1 (Rane)	++++	++++	++++	-
	N° 2 (Dane)	++++	++++	++++	-
	N° 3 (Van)	++	++	+++	-
	N° 4 (Yan)	++++	++++	++++	-

++++ Excellent    +++ Bon    · Moyen    - Absence

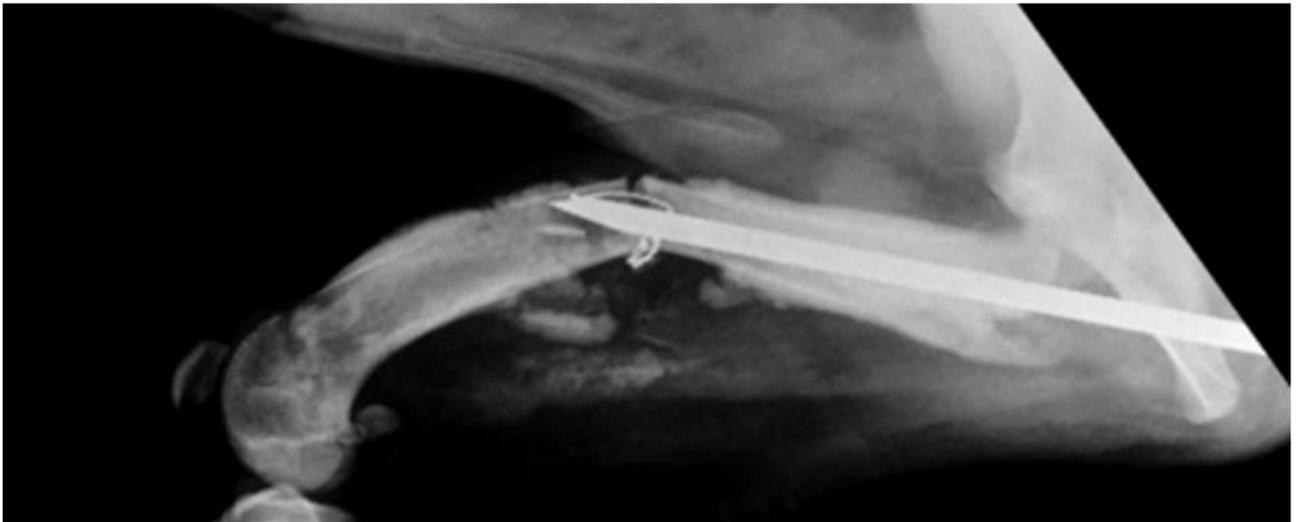
L'avancement du cal dans les deux interfaces (ostéoconduction) est obtenu entre 4 et 12 semaines et un passage complet du cal après 10 à plus de 12 semaines. La rupture du greffon utilisé dans le groupe témoin, a limité la durée du suivi radiologique de ce groupe ; toutefois cela ne nous a pas empêchés de constater la présence d'un cal à distance du greffon.

**Tableau N° VI-2 :** Suivi de l'évolution radiologique du cal osseux.

Animaux et type de greffe		Durée de formation du cal		Position du cal	Consolidation complète
		Interface proximale	Interface distale		
Greffon sans propolis	N° 1 (Rex)	/	/	Loin du greffon	/
	N° 2 (Foxy)	/	/	Loin du greffon	/
	N° 3 (Maxia)	/	/	Loin du greffon	/
	N° 4 (Alexia)	10 semaines	12 semaines	Loin du greffon	+12 semaines
Greffon couvert de propolis	N° 1 (Rane)	6 semaines	8 semaines	Plaqué au greffon	10 semaines
	N° 2 (Dane)	4 semaines	8 semaines	Plaqué au greffon	10 semaines
	N° 3 (Van)	12 semaines	12 semaines	Plaqué au greffon	+12 semaines
	N° 4 (Yan)	6 semaines	8 semaines	Plaqué au greffon	10 semaines

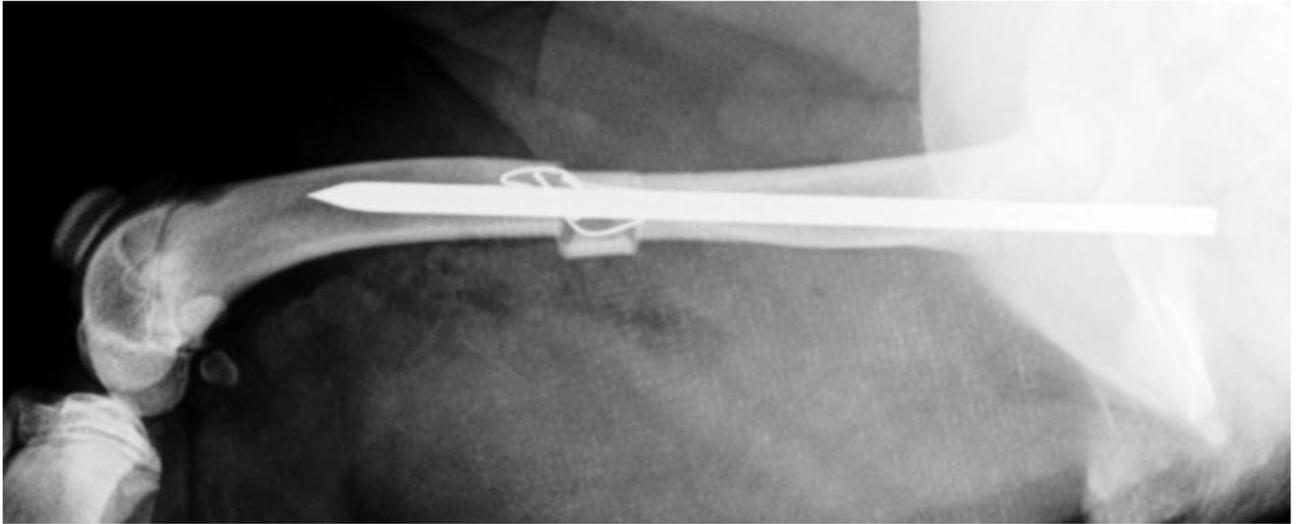
**VI-2-1. Les résultats radiologiques des greffes sans propolis****VI-2-1-1. Cas N° 01 « REX »**

**Figure N° VI-10 :** Radiographie postopératoire montre un greffon mis en place au même diamètre que l'os receveur, immobilisé par un enclouage centromédullaire simple et renforcé par un fil métallique inoxydable.



**Figure N° VI-11 :** Radiographie à 15 j, montre l'éclatement du greffon, la sortie de la broche, l'angulation très visible, et le début de formation d'un cal au niveau de la face caudale des deux parties de la diaphyse fémorale.

## VII -2-1-2. Cas N° 02 « FOXY »

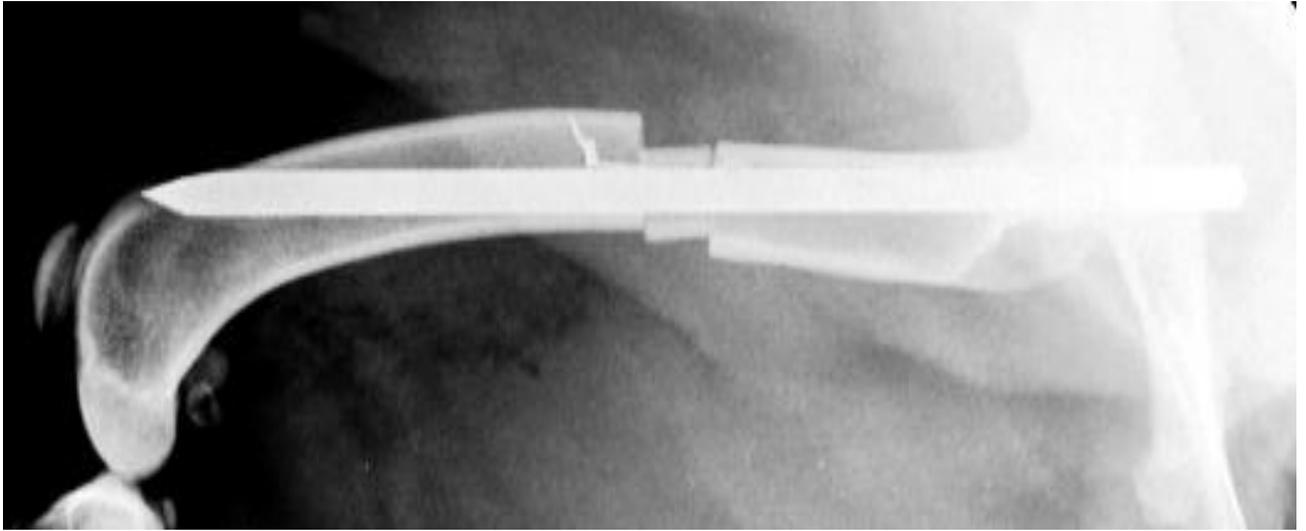


**Figure N° VI -12 :** Radiographie post-opératoire, montre un greffon mis en place, de diamètre un légèrement supérieur à celui de l'os receveur, fixé par un enclouage centromédullaire simple et renforcé par un fil métallique inoxydable.

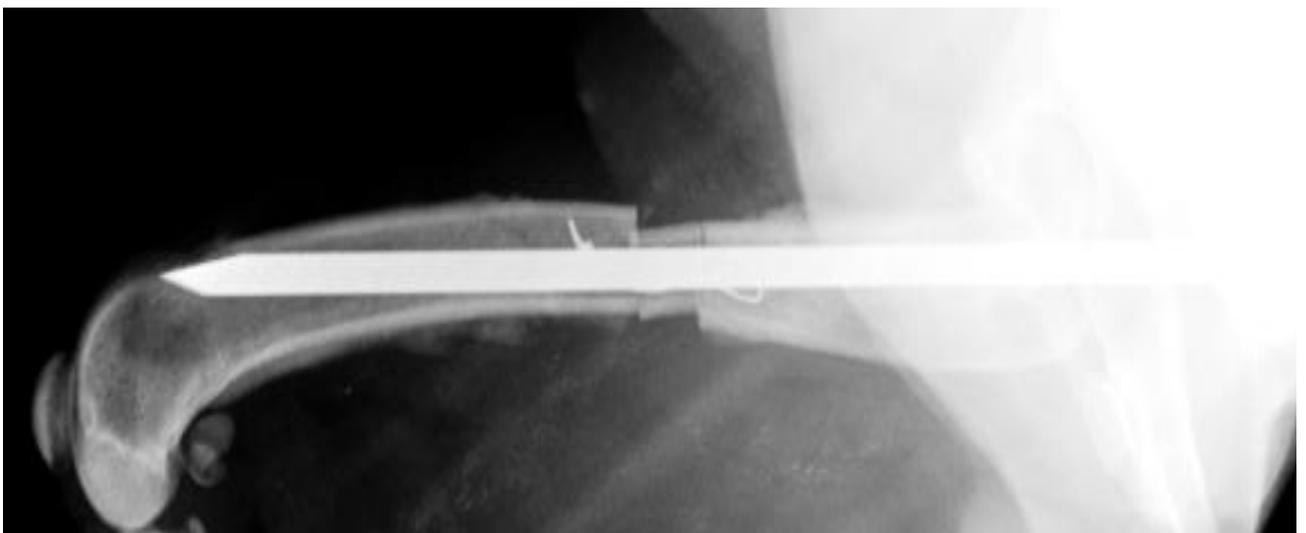


**Figure N° VI-13 :** Radiographie à 15 j, montre l'éclatement du greffon et un rapprochement des deux bouts de la diaphyse fémorale sans sortie de la broche, avec un enfoncement de la broche dans la diaphyse distale.

## VI -2-1-3. Cas N ° 03 « MAXIA »



**Figure N° VI-14 :** Radiographie postopératoire montre la mise en place d'un greffon à l'aide d'un enclouage centromédullaire simple, présence d'un défaut d'alignement, ainsi qu'une légère sortie de la broche au niveau de l'épiphyse distale.



**Figure N° VI-15 :** Radiographie à 15 j, montre une correction spontanée de l'alignement et l'épaississement de la corticale au niveau de l'interface proximale.

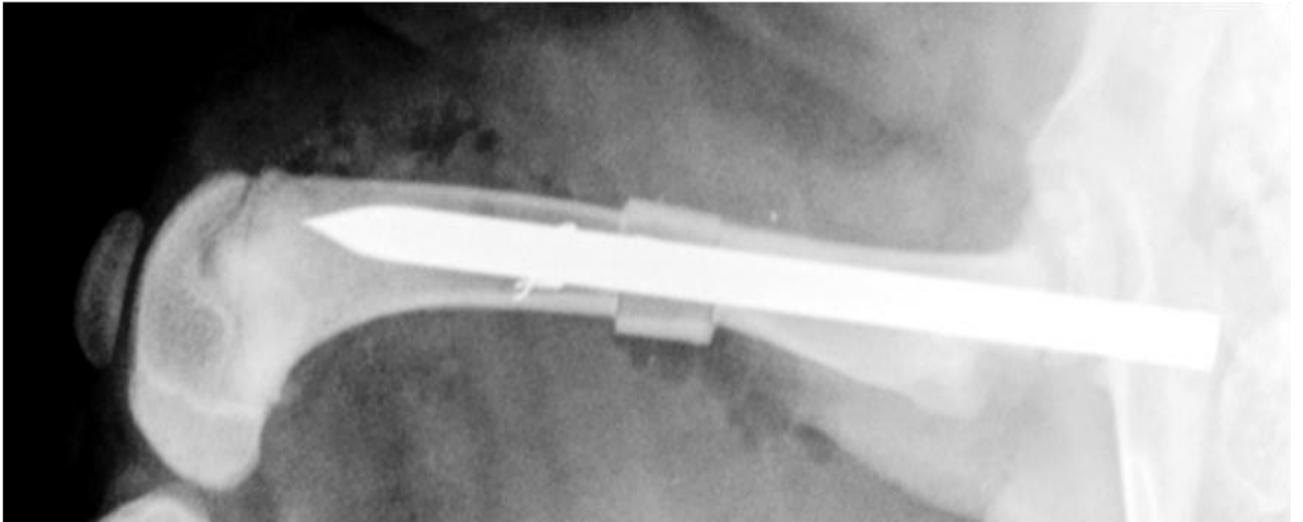


**Figure N° VI-16 :** Radiographie à 30 j, montre un début de rapprochement des deux cals. Réaction au niveau des deux interfaces, absence d'une réaction de la corticale du greffon.

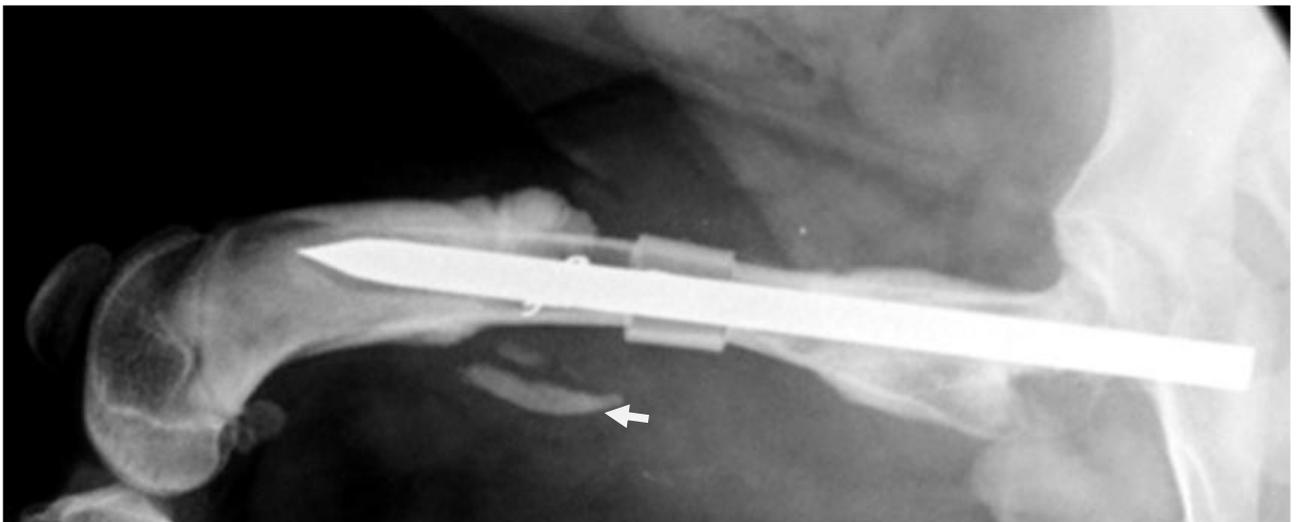


**Figure N° VI-17** Radiographie à 45 j, la flèche blanche indique une résorption complète du greffon, d'où l'apparition d'une discontinuité qui se traduit par une radio-transparence, rapprochement des deux diaphyses et la sortie de la broche au niveau l'épiphyse distale.

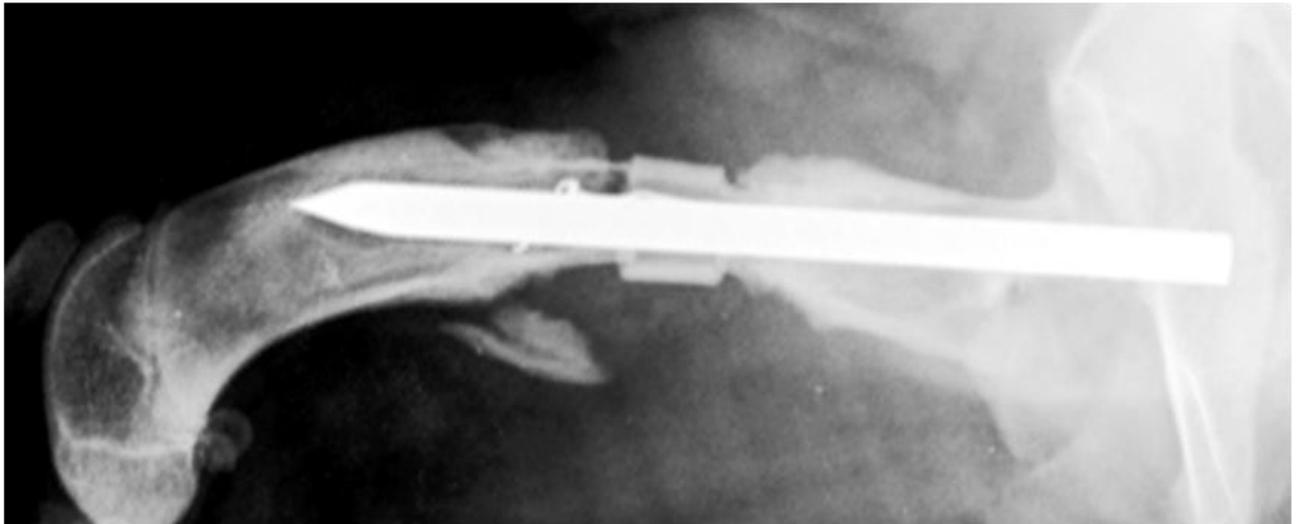
## VI -2-1-4. Cas N° 04 « ALEXIA »



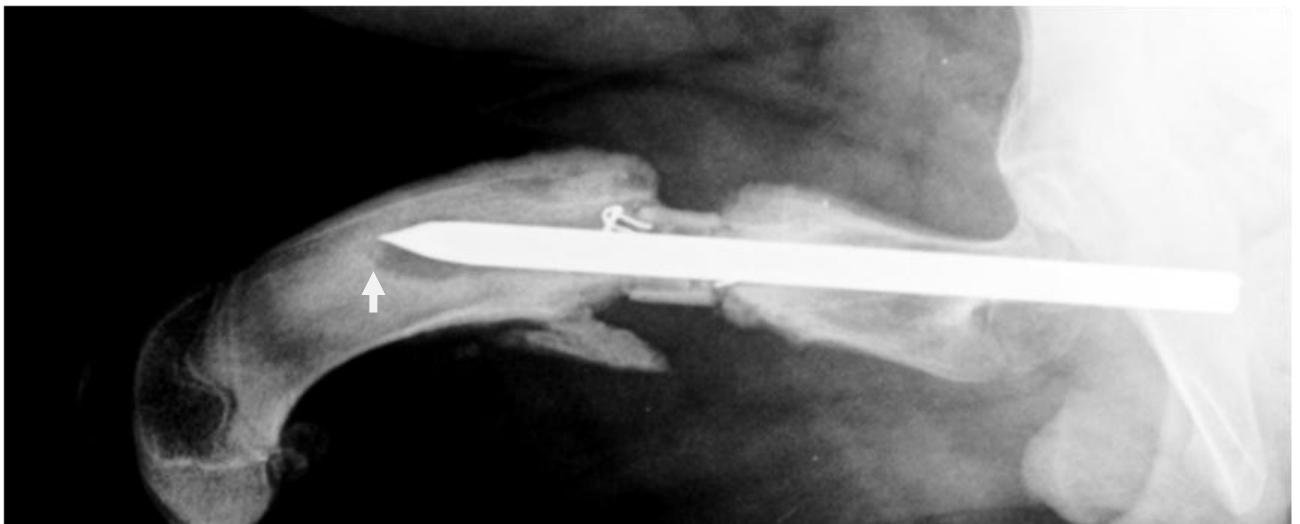
**Figure N° VI-18 :** Radiographie postopératoire montre la mise en place d'un greffon à l'aide d'un enclouage centromédullaire simple renforcé par un fil métallique inoxydable.



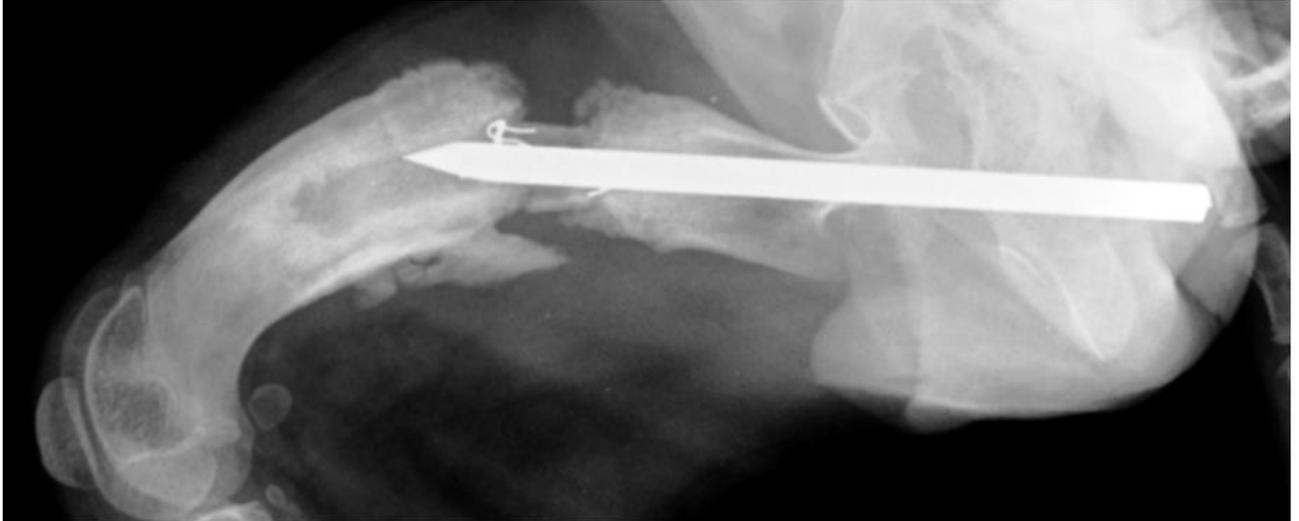
**Figure N° VI-19 :** Radiographie à 15 j, montre une réaction du périoste au niveau de la diaphyse distale, la flèche blanche indique un début de formation d'un cal au niveau de l'interface distale.



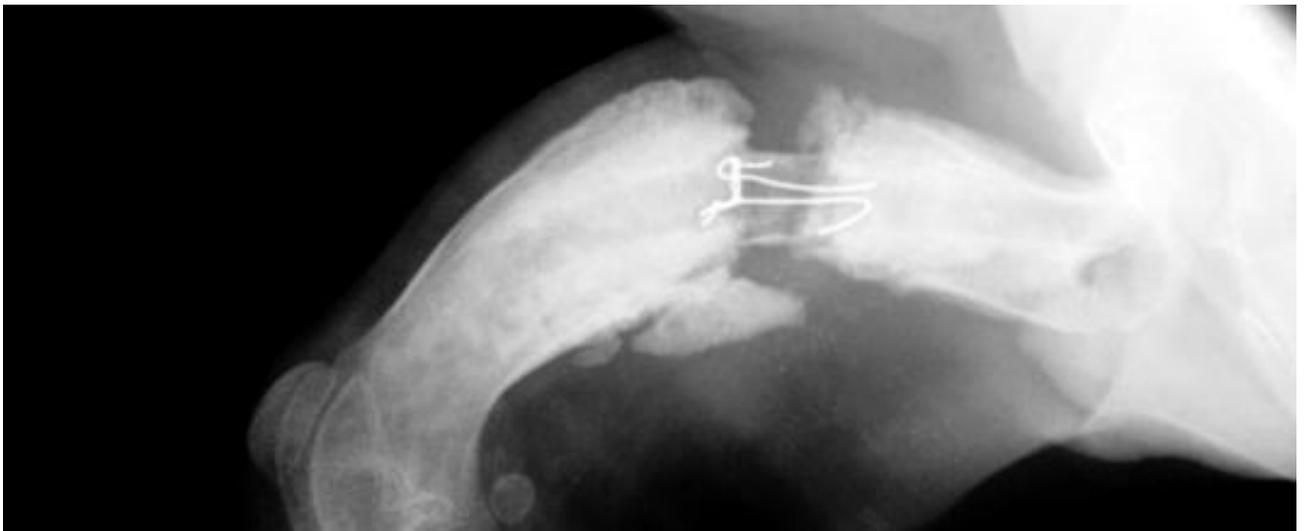
**Figure N°VI-20 :** Radiographie à 30 j, montre l'avancement du cal au niveau des deux interfaces, présence d'un foyer d'infection au niveau de l'interface proximale de la diaphyse distale près du greffon (qui se traduit par une clarté « zone radio-transparente »), greffon toujours en place avec des corticales qui ne présentent aucune discontinuité ou amincissement.



**Figure N°VI-21 :** Radiographie à 45 j, montre une réaction plus importante du cal au niveau l'interface distale, tout en étant éloigné du greffon, un léger avancement au niveau des deux interfaces, léger déplacement de la broche qui se traduit par une clarté au niveau du canal médullaire de la diaphyse distale.



**Figure N° VI-22 :** Radiographie à 60 j, montre une sortie de la broche presque totale, une partie reste enfoncée dans le canal médullaire de la diaphyse distale du fémur, présence d'angulation, greffon en place présentant un amincissement de ses corticales, absence d'une réaction de la corticale du greffon.



**Figure N° VI-23 :** Radiographie après une sortie spontanée de la broche (75 j du post opératoire) montre un greffon toujours en place avec des corticales très minces et un cal toujours éloigné du greffon.



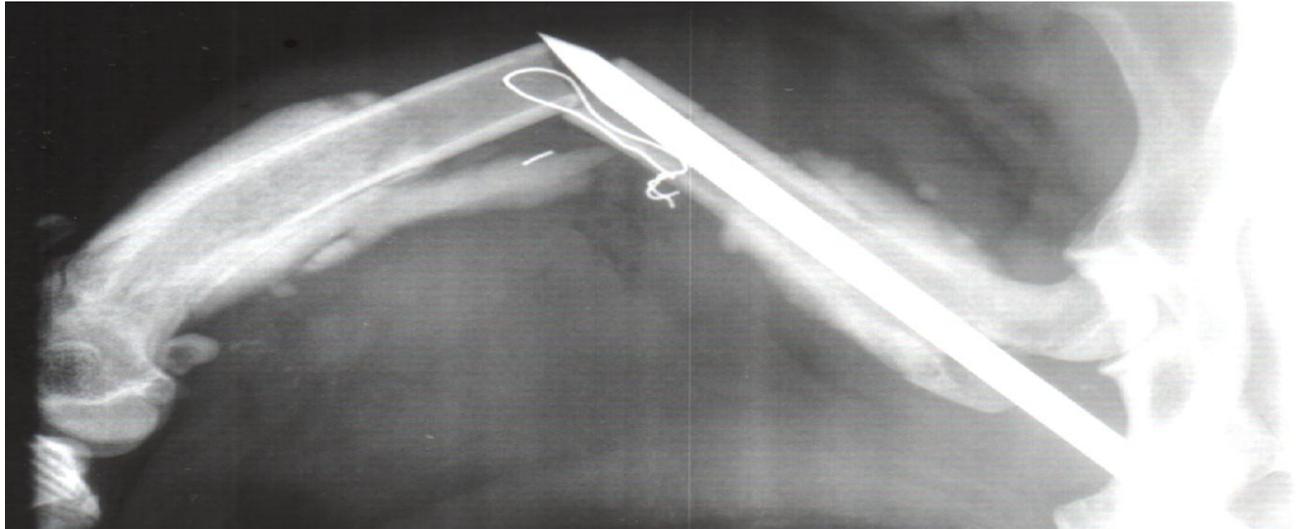
**Figure N° VI-24 :** Radiographie à 10 j après la sortie spontanée de la broche (85 jours post - opératoire) montre un greffon toujours en place avec une corticale très mince et sans discontinuité, avancement du cal des deux interfaces mais toujours éloigné du greffon.

## VI -2-2. Les cas traités avec la propolis

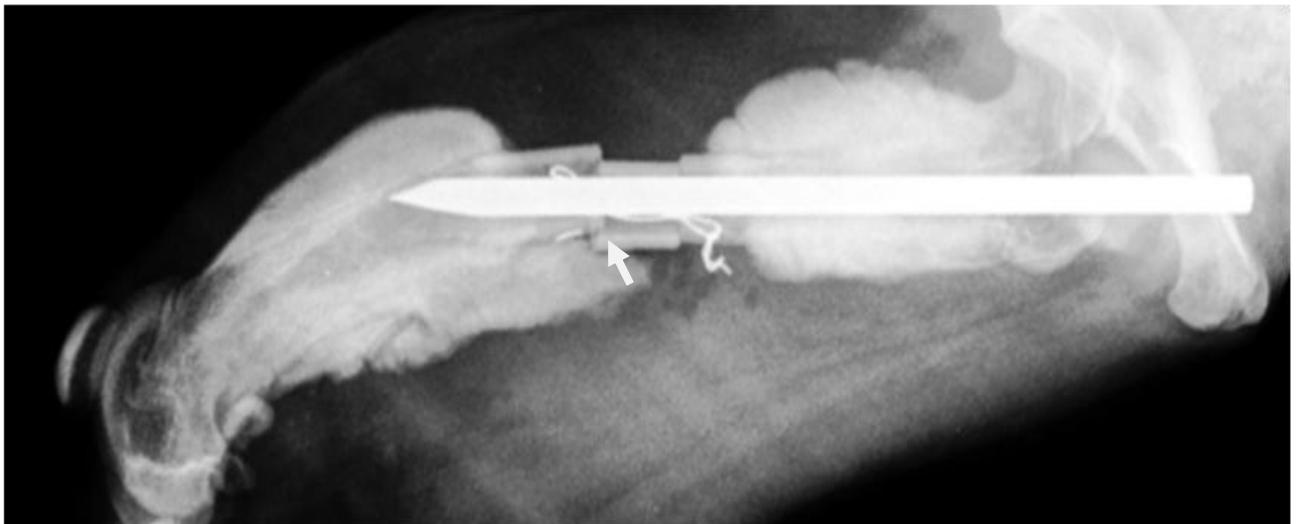
### VI -2-2-1. Cas N 01 « RANE »



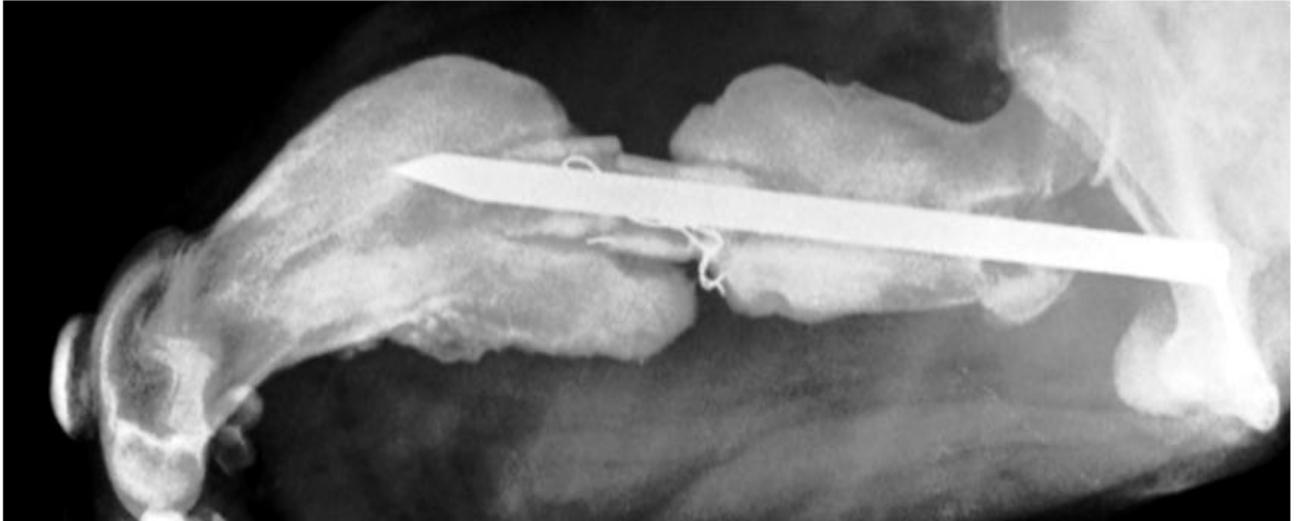
**Figure N° VI-25 :** Radiographie postopératoire montre la mise en place d'un greffon immobilisé à l'aide d'un enclouage centromédullaire simple renforcé par un fil métallique inoxydable.



**Figure N° VI-26 :** Radiographie à 15 j, montre une sortie complète de la broche sans éclatement du greffon, présence d'une angulation.



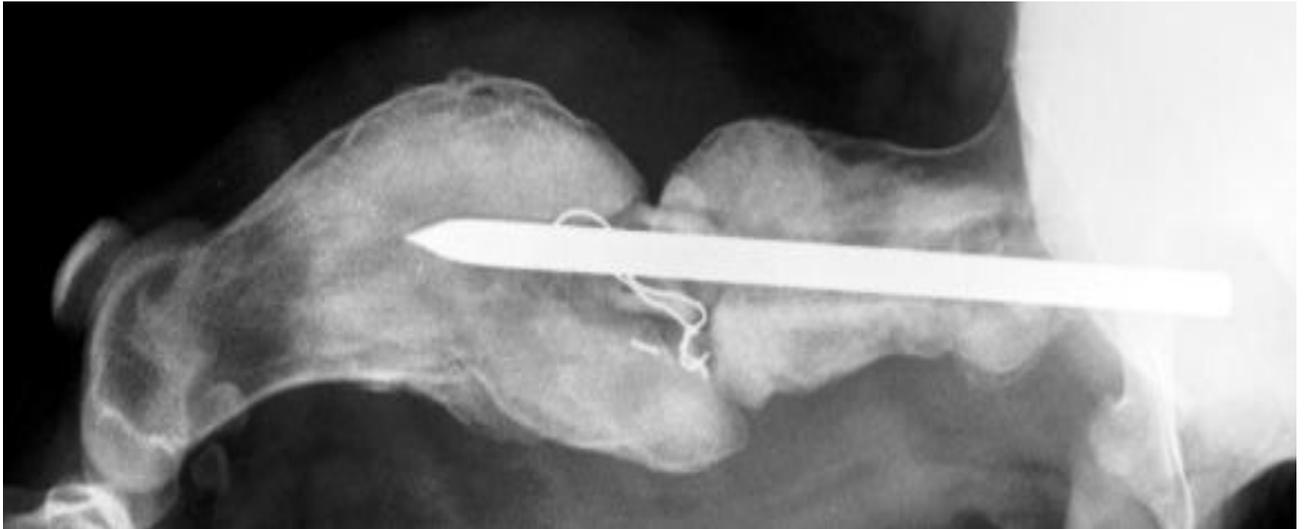
**Figure N° VI-27** Radiographie à 30 j, montre une broche qui n'a pas pu atteindre l'épiphyse distale après une deuxième réduction, début du passage du cal au niveau de l'interface distale de la face caudale, la flèche blanche indique un cal qui s'étend directement sur la corticale du greffon de l'interface distale.



**Figure N° VI-28** : Radiographie à 45 j, montre un cal presque complet au niveau de la face caudale, greffon toujours en place.



**Figure N°VI-29** : Radiographie à 60 j montre le passage complet du cal au niveau la face caudale, et passage presque complet au niveau de la face crâniale, greffon toujours en place avec une corticale sans amincissement, sans discontinuité.



**Figure N° VI-30 :** Radiographie à 75 j montre, un passage complet du cal au niveau des deux interfaces, greffon toujours en place et qui n'a subi aucune modification.

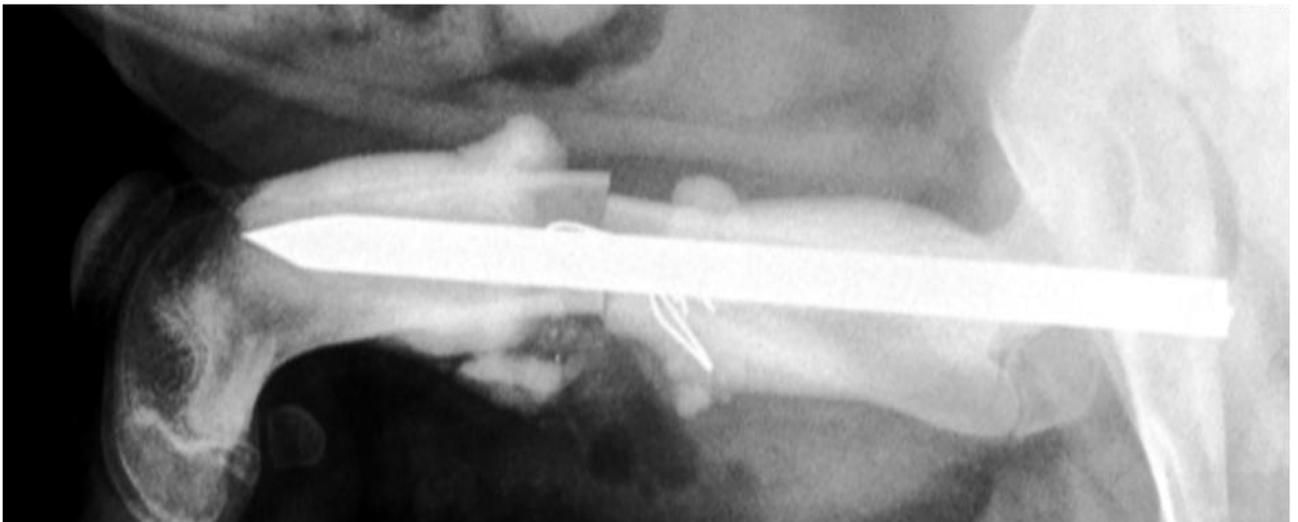


**Figure N° VI-31 :** Radiographie après retrait de la broche (90 j du postopératoire) montre un cal volumineux, les flèches noires indiquent greffon toujours en place avec des corticales qui ne présentent aucun amincissement ou discontinuité.

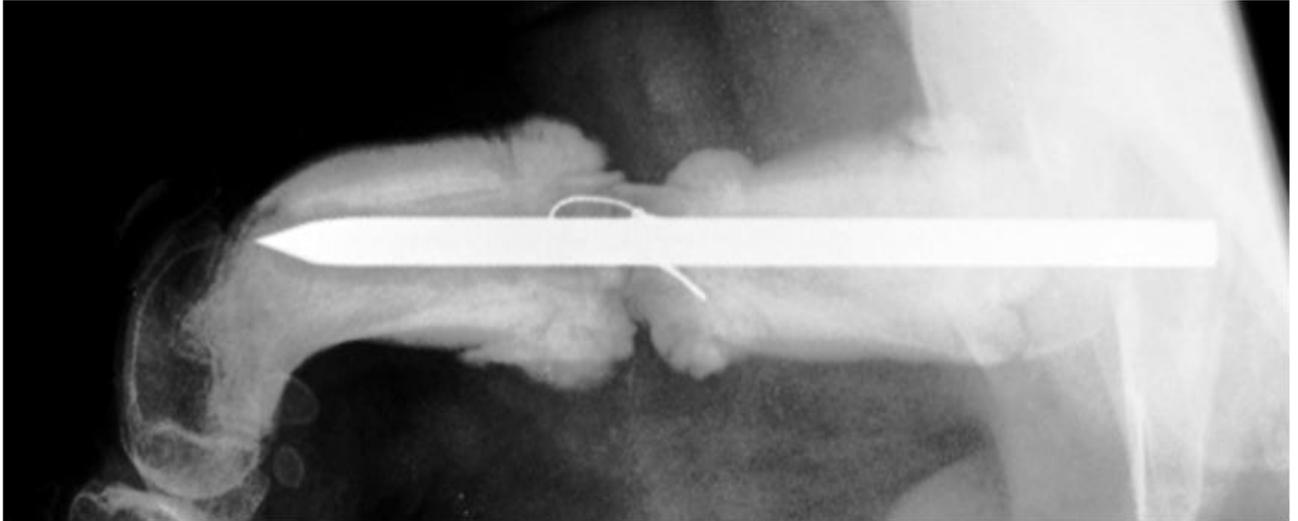
## VI -2-2-2 Cas N° 02 « DANE »



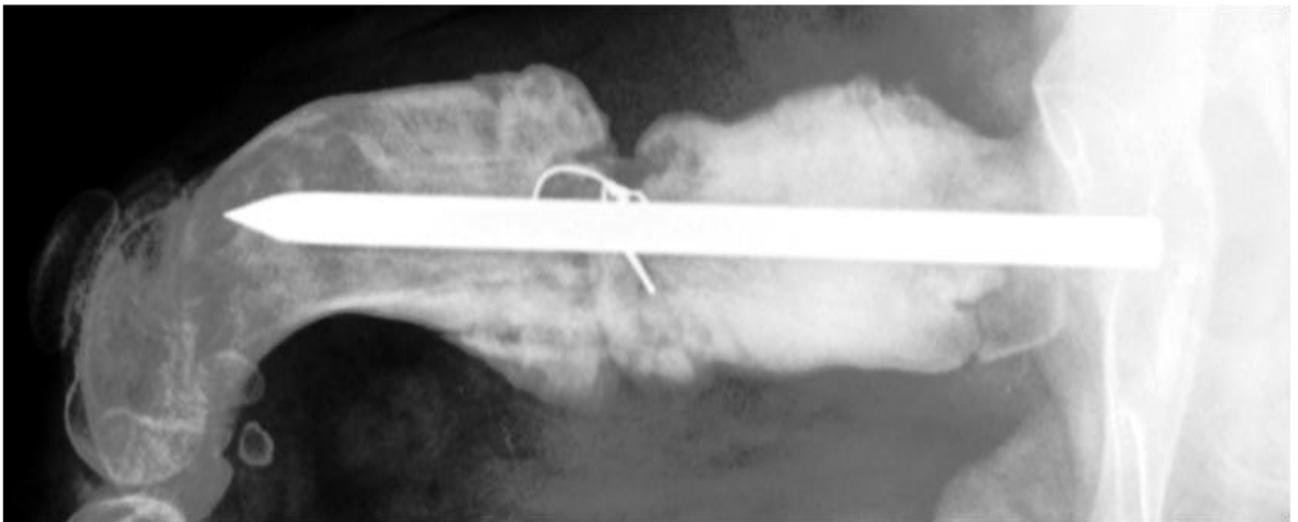
**Figure N° VI-32 :** Radiographie postopératoire montre la mise en place d'un greffon immobilisé à l'aide d'un enclouage centromédullaire simple renforcé par un fil métallique inoxydable.



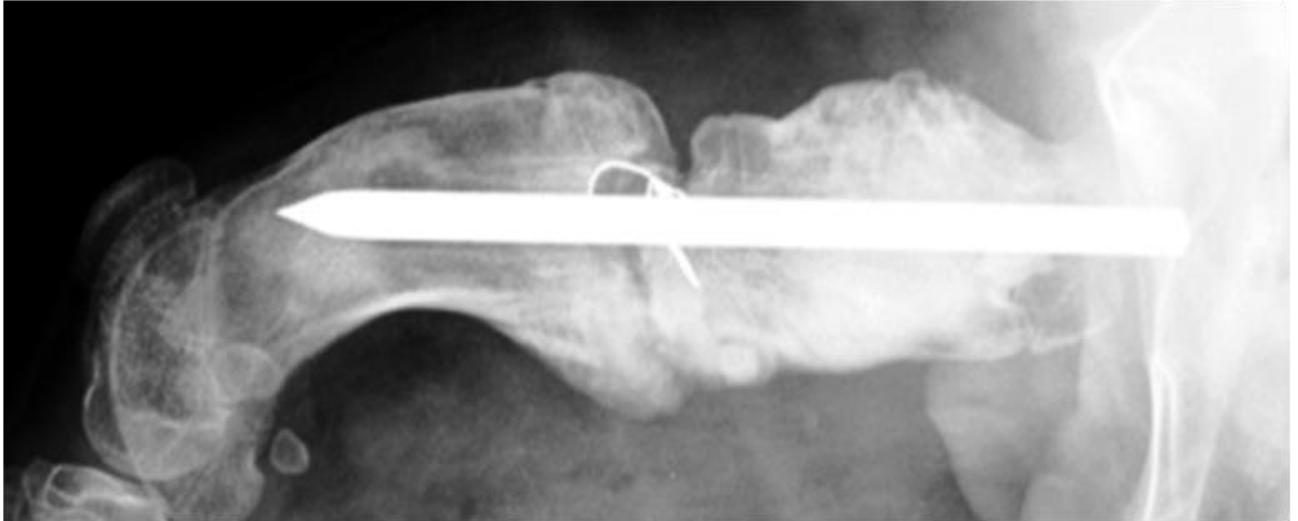
**Figure N° VI-33 :** Radiographie à 15 j, montre une fusion et un passage plus important dans l'interface proximale, avec présence d'une clarté au niveau de l'interface distale.



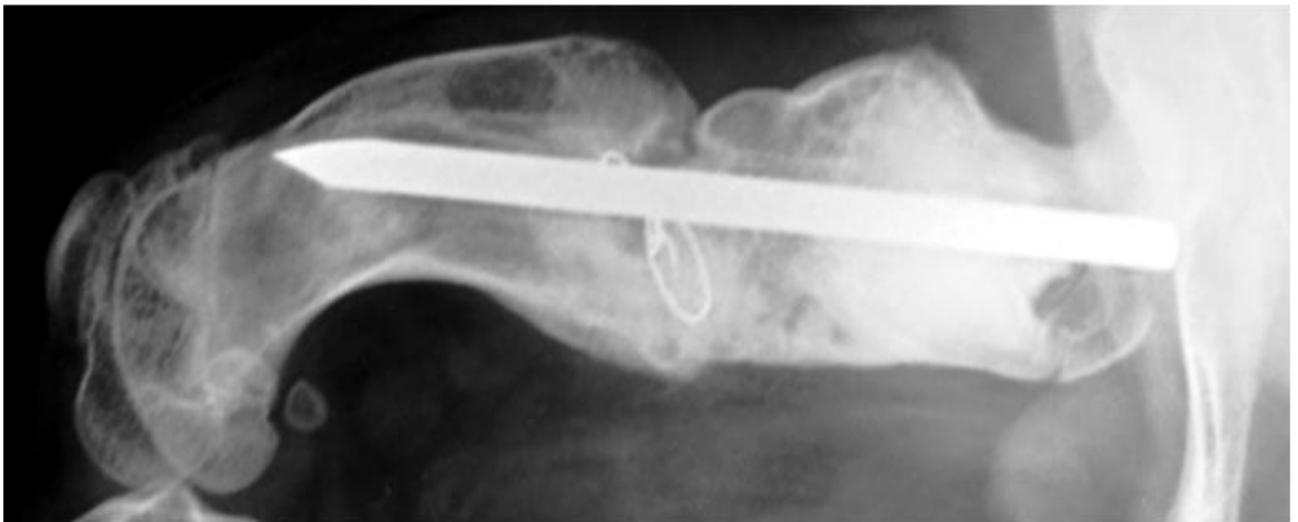
**Figure N° VI-34 :** Radiographie à 30 j, montre un avancement du cal au niveau des deux interfaces, avancement du cal au niveau des deux interfaces en contact direct avec le greffon, remplissage et minéralisation au niveau de l'about de la diaphyse distale.



**Figure N° VI-35 :** Radiographie à 45 j, montre le passage complet du cal au niveau de l'interface distale et avancement du cal au niveau de l'interface proximale, la diaphyse proximale présente une opacité plus importante que celle de la diaphyse distale.



**Figure N° VI-36 :** Radiographie à 60 j, montre un passage complet d'un cal volumineux au niveau de l'interface distale et presque complet au niveau de l'interface proximale.

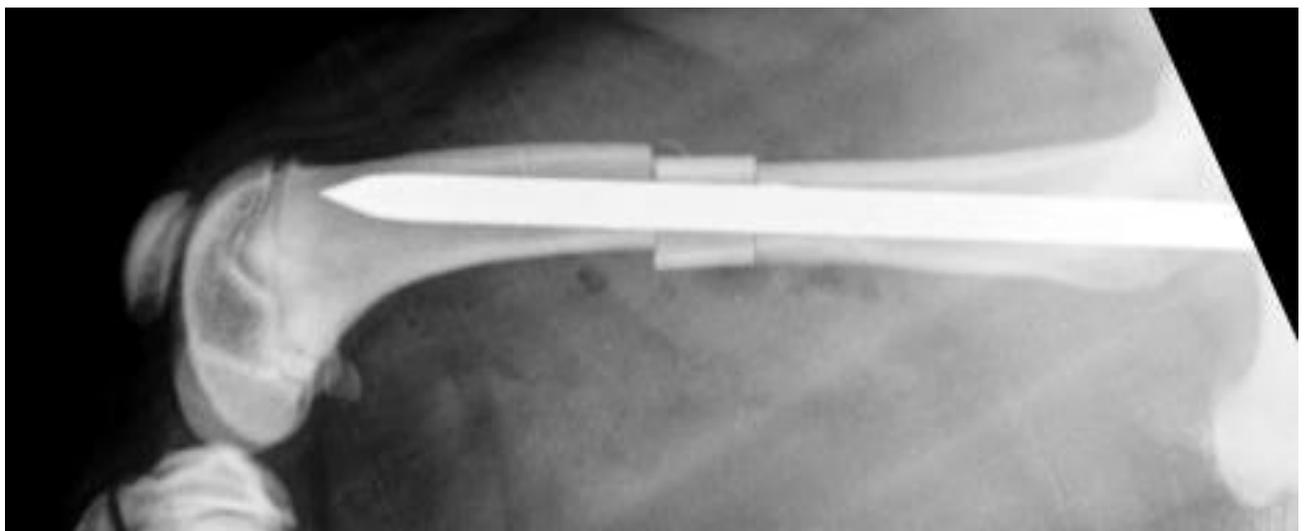


**Figure N° VI-37 :** Radiographie à 75 j, montre un passage complet du cal au niveau des deux interfaces et formation d'un cal volumineux.

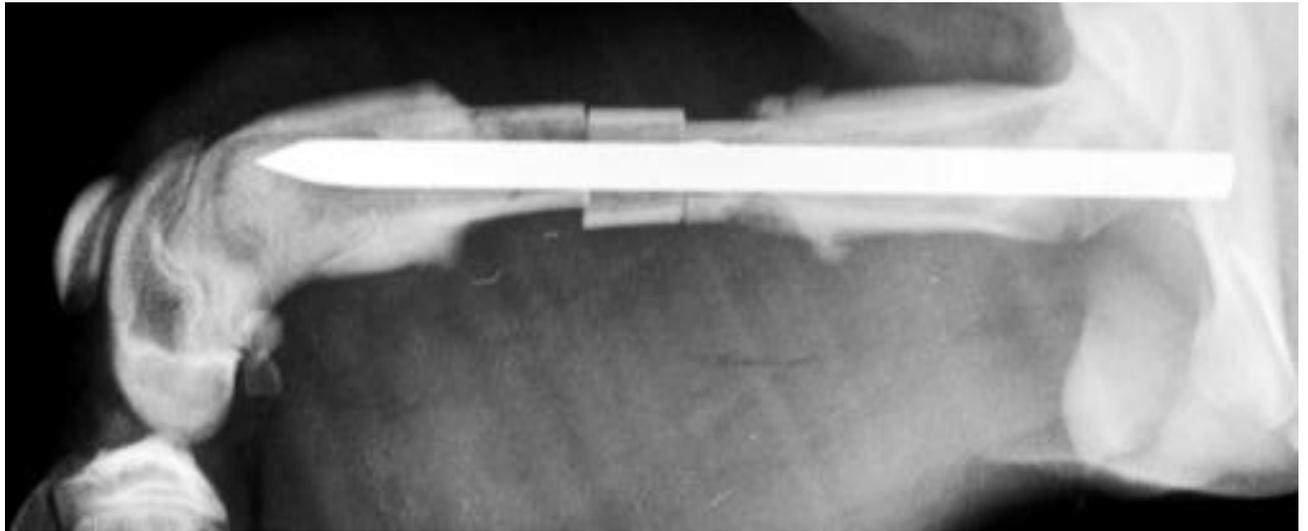


**Figure N° VI-38 :** Radiographie après retrait de la broche (3 mois et 15 j du postopératoire) montre le début du remodelage au niveau de la face caudale.

#### VI -2-2-3. Cas N°3 « VAN »



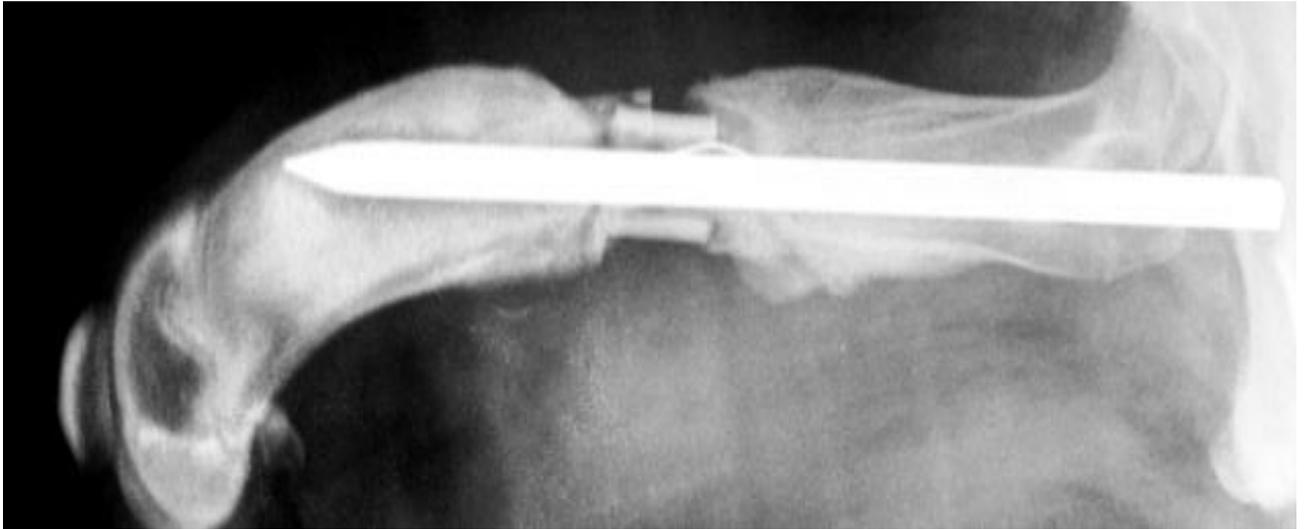
**Figure N° VI-39 :** Radiographie post opératoire montre la mise en place d'un greffon immobilisé à l'aide d'un enclouage centromédullaire simple renforcé par une suture métallique inoxydable.



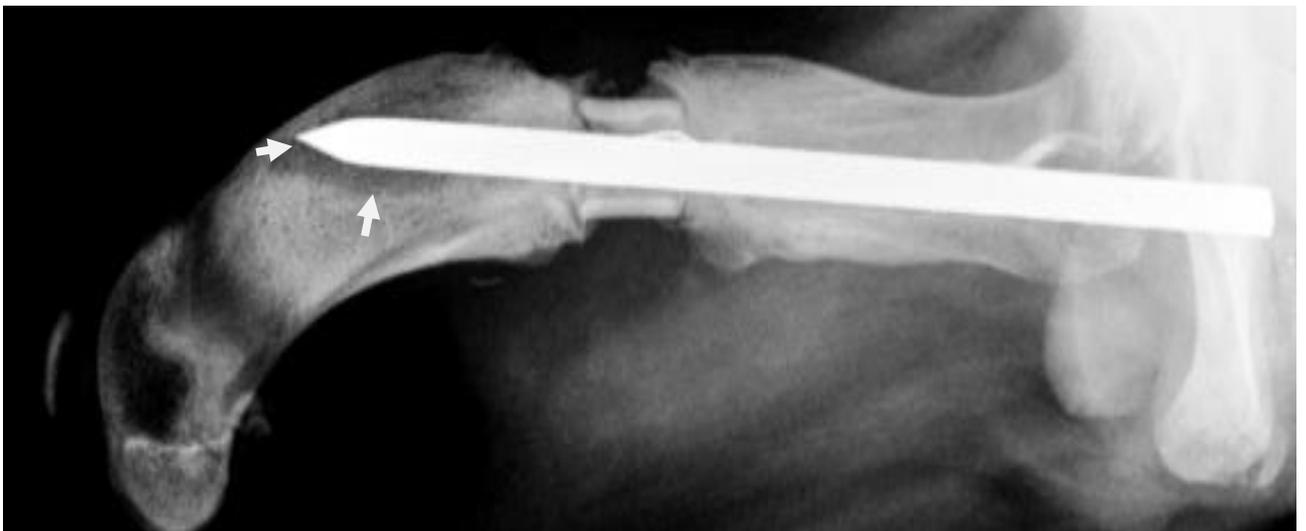
**Figure N° VI-40 :** Radiographie à 15 j, montre une réaction du périoste intéressant les deux faces.



**Figure N° VI-41 :** Radiographie à 30 j, montre l'avancement du cal des deux interfaces, fusion de l'interface distale, le greffon est toujours en place, le greffon a gardé l'intégrité de sa corticale.



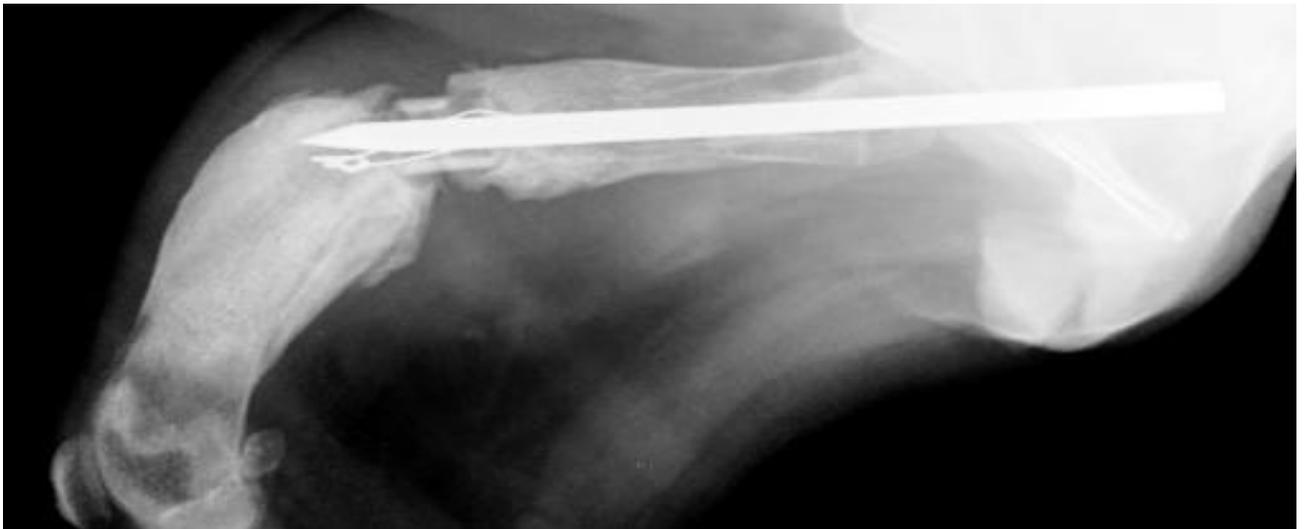
**Figure N° VI-42 :** Radiographie à 45 j, montre l'avancement du cal au niveau de l'interface proximale.



**Figure N° VI-43 :** Radiographie à 60j, les flèches blanches indiquent une clarté au niveau du segment distal de la diaphyse qui entoure la broche.



**Figure N° VI-44 :** Radiographie à 75 j, montre la sortie de la broche, un greffon en place, qui tient toujours malgré l'angulation importante.

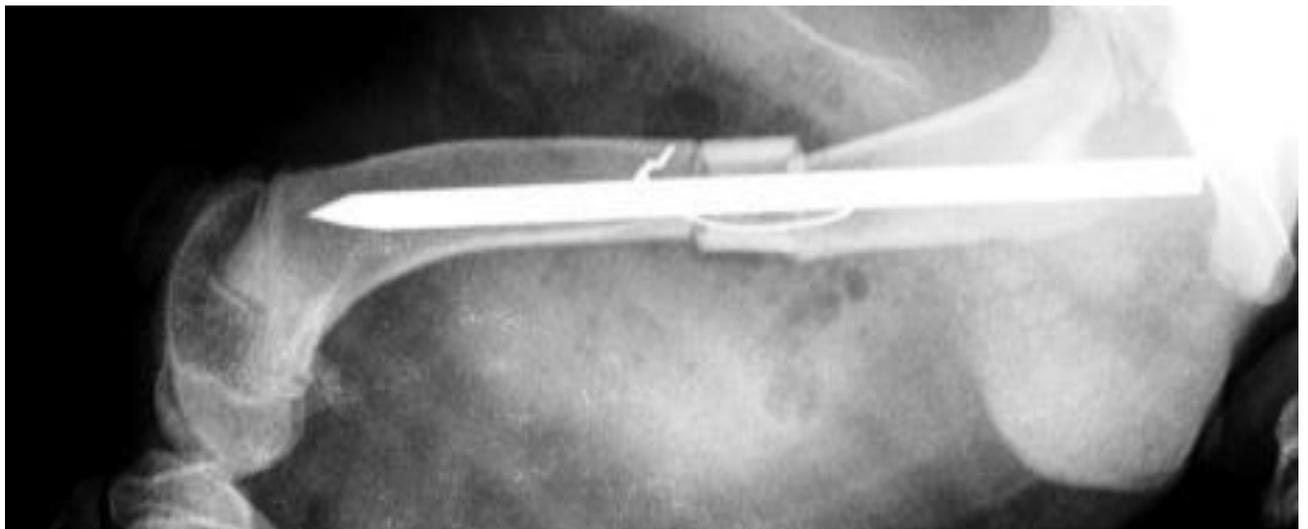


**Figure N° VI-45 :** Radiographie à 90j qui montre l'avancement du cal aux cotés du greffon avec persistance de l'angulation.

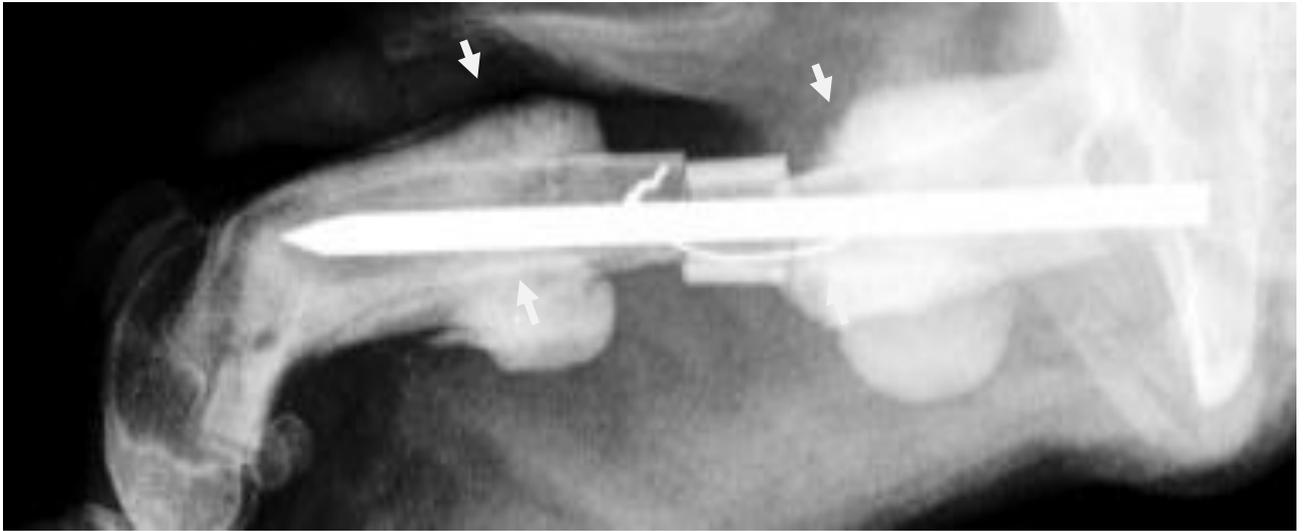


**Figure N° VI-46 :** Radiographie à trois mois et 15j, après le retrait de la broche, montre un greffon en place et un cal presque complet de l'interface distale.

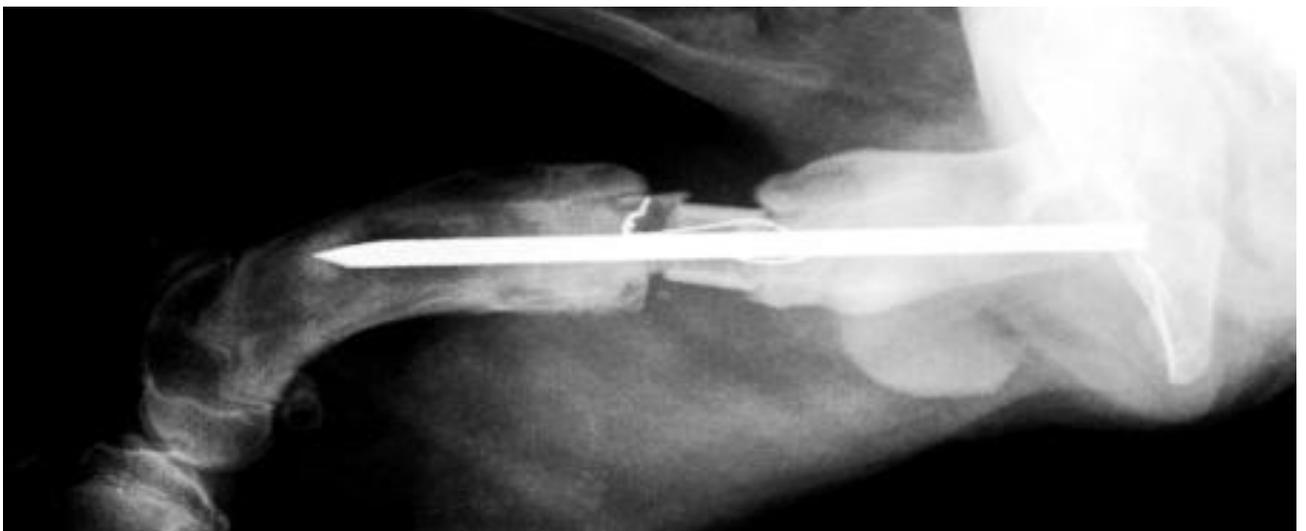
#### VI -2-2-4. Cas N° 04 « YAN »



**Figure N° VI-47 :** Radiographie postopératoire montre un greffon bien aligné avec les deux bouts de l'os, et un ECMS occupant la totalité du canal médullaire.



**Figure N° VI-48 :** Radiographie à 15 j, montre un début de formation d'un cal dans les deux interfaces. Les flèches blanches indiquent une réaction du périoste.



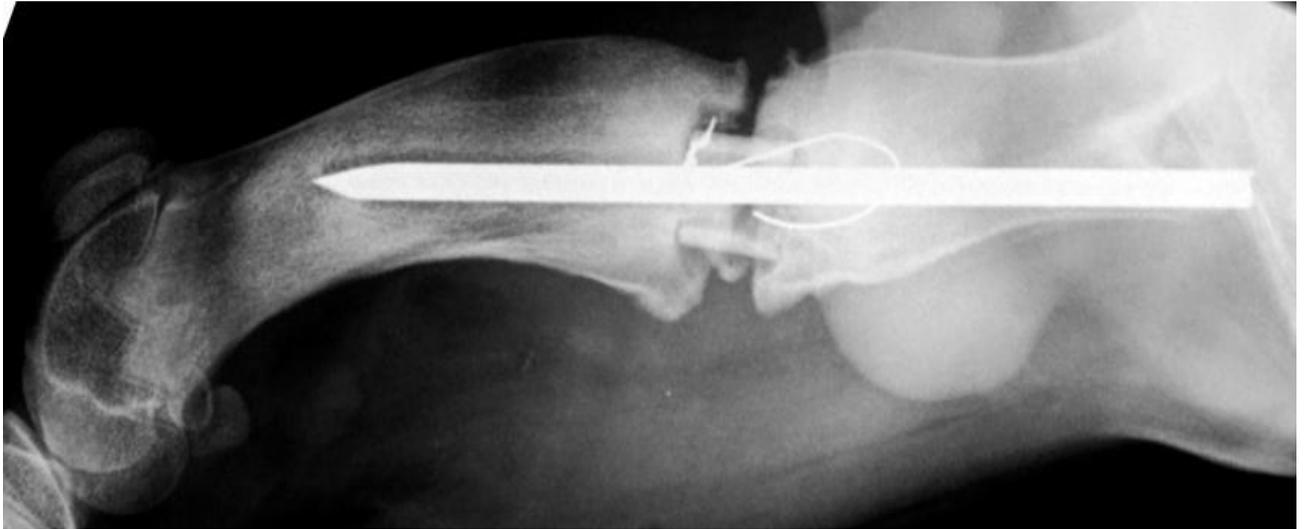
**Figure N° VI-49 :** Radiographie à 30 j, montre un greffon en position normale avec avancement du cal dans les deux interfaces.



**Figure N° VI-50 :** Radiographie à 45 j, on observe un rapprochement du cal sur les deux interfaces, ainsi qu'un greffon qui ne présente aucune déformation.



**Figure N° VI-51 :** Radiographie à 2 mois, montre un passage partiel du cal sur la face crâniale et son avancement sur de la face caudale.



**Figure N° VI-52 :** Radiographie à 2 mois et 15 j, montre un passage complet du cal sur la face caudale et son avancement sur la face crâniale.



**Figure N° VI-53 :** Radiographie à 2 mois et 15 j, après retrait de la broche, montre un greffon toujours en place avec une corticale sans amincissement et sans discontinuité.

# **Chapitre VII**

## **Discussion**

L'industrie de santé a toujours employé le produit naturel comme une alternative (Parolia et al ; 2010). L'extrait de propolis proposé dans notre étude, a déjà prouvé son efficacité thérapeutique, et surtout l'absence d'effets secondaires indésirables accompagnant son utilisation. Des solutés de 0,5-1% ont été administrés en aérosol pour le traitement des pathologies respiratoires aiguës et chroniques et même en collyre. Des solutions alcooliques à 10% ont été utilisées dans la désinfection des mains en pratique de chirurgie dentaire. Les effets bénéfiques de la propolis semblent être dignes par leur efficacité thérapeutique (Grange et Davey ; 1990). L'introduction de la propolis dans notre étude a ouvert de nouvelles perspectives pour l'utilisation de cette substance en chirurgie orthopédique. Les résultats du suivi clinique, ont montré un rétablissement de l'ensemble des chiens traités par greffon couvert de propolis avec minimum de complications postopératoires.

Actuellement, la propolis est étudiée en raison de son pouvoir d'améliorer la régénération des pertes osseuses (Andrade et al ; 2006). Cet effet stimulateur a aussi été obtenu lors de l'utilisation d'une greffe couverte de fine couche de propolis. L'intensité de l'ostéoinduction observée dans notre étude était proportionnelle avec la quantité de propolis couvrant le greffon, l'excès de propolis entraînait souvent un important gonflement au niveau de la région opérée.

L'extrait de propolis a montré un pouvoir régénératif vis-à-vis du tissu osseux et du cartilage, ceci est aussi une propriété des flavonoïdes qui ont une action anti-inflammatoire et qui ont le potentiel de stimuler la formation de collagène (Grange et Davey ; 1990). La propolis aide aussi dans la formation du pont osseux, elle s'est montrée stimulatrice de divers systèmes enzymatiques, métabolisme cellulaire, circulation et formation de collagène (Parolia et al ; 2010).

Les résultats radiologiques obtenus montrent que le cal périphérique dans les cas où les greffons allogéniques autoclavés sont couverts de propolis a été formé directement sur le greffon, alors que le cal dans les cas où les greffons sont non couverts s'est formé à distance du greffon, ce qui explique le pouvoir ostéoconducteur des greffons couverts avec la propolis où sa matrice permet l'adhésion, la prolifération et la différenciation cellulaire et sur laquelle se fera la synthèse osseuse.

Les mêmes résultats obtenus ont permis de constater que la stimulation de l'ostéoinduction périostée et médullaire par la propolis est à l'origine du passage complet du cal à travers les deux interfaces, contrairement au groupe témoin où le cal s'est contenté d'un avancement ne dépassant pas la limite du greffon. A ce moment, une clarté radiologique

« zone radio-transparente » délimite le greffon des deux interfaces de l'os. Le périoste a pour rôle d'immobiliser le foyer de fracture ; situation indispensable à la minéralisation décrite par Macé ; (2007).

L'absence du passage complet périphérique empêche le phénomène d'ostéoinduction et d'ostéogénèse. Généralement la cicatrisation des interfaces allogreffe-hôte s'effectue en un temps plus long que les autogreffes : quinze semaines contre douze semaines pour l'interface proximale et dix-huit semaines au lieu de douze pour l'interface distale (Mathon ; 2002, Shena *et al* ; 1984). D'après les résultats de notre étude, l'utilisation d'un greffon allogénique autoclavée couverte de propolis a entraîné un passage complet du cal à huit semaines au niveau de l'interface distale et de quatre à six semaines pour l'interface proximale (cas N°1, 2 et 4). Le passage complet du cal au niveau des deux faces crâniale et caudales a été obtenu au bout de dix à douze semaines (cas N° 1, 2).

Les mouvements inter-fragmentaires provoquent souvent un défaut d'alignement occasionnant à son tour un retard de cicatrisation, une pseudarthrose ou l'apparition d'un cal « vicieux » néfaste pour la récupération fonctionnelle (Woodward et Riser 1991). L'angulation constatée dans le cas N° 3 traité par une allogreffe autoclavée couverte de propolis, confirme l'effet du mouvement sur la consolidation osseuse. Cette angulation est la conséquence du passage incomplet du cal au niveau des deux interfaces proximales et distales, et qui s'est compliqué par l'instabilité interfragmentaire.

Dans notre étude, on a remarqué que tous les animaux qui ont présenté, une angulation s'accompagnait souvent d'une sortie partielle de la broche, pareil pour le comportement turbulent observé chez ces mêmes animaux lors du suivi clinique. Ceci confirme que le comportement turbulent est le principal responsable du mouvement interfragmentaire (cisaillement) responsable à son tour du déplacement de la broche, et qui se traduit radiographiquement par des clartés au niveau du canal médullaire de la diaphyse distale.

Une néovascularisation se développe à partir des tissus mous environnants qualifiés de vascularisation extra-osseuse du cal de fracture. Une stabilisation insuffisante des fragments osseux, une réduction inadéquate peuvent modifier la réponse vasculaire et donc perturber la cicatrisation osseuse (Brinker *et al* ;1994) dans le cas où le poids de l'animal est important ou qu'il soit turbulent, la réussite du greffon sera faible (Galante *et al* ;1975), alors que dans notre étude, et malgré le comportement turbulent de l'animal, les greffons couverts de propolis a résisté aux mouvements avec une légère angulation retenue comme séquelle. Selon Haitham *et al* (2006) les mouvements inter fragmentaires prédisposent à la migration de la

broche et peut engendrer une mauvaise union ou même une non union, et par conséquent, l'immobilisation par enclouage centromédullaire simple n'est pas la méthode idéale chez les animaux turbulents.

La vascularisation permet l'apport des minéraux et de l'oxygène, éléments indispensables de l'ossification. La teneur en oxygène au sein du foyer de fracture a un rôle majeur dans la cicatrisation puisqu'elle influe directement sur la transformation des cellules préostéogéniques. Les cellules souches se différencient en chondroblastes si la teneur en oxygène est basse et en ostéoblastes si la teneur est élevée (Autefage ; 1992).

Au cours de notre étude, on a remarqué que le déficit vasculaire peut être à l'origine d'un retard du passage du cal, ceci a été constaté lors du suivi radiologique où la partie proximale paraissait plus opaque que la distale ; la partie proximale étant riche en insertion musculaire, donc mieux vascularisée avec une forte teneur en oxygène, ce qui favorise une bonne ostéoinduction qui se traduit par la transformation des cellules mésenchymateuses en ostéoblastes.

L'éclatement du greffon représente la principale complication rencontrée lors de greffe osseuse (Parrish ; 1973). Le procédé d'autoclavage des xélogreffes réduit le risque d'infection, mais cette stérilisation engendre la diminution de la résistance du greffon à la compression, jusqu'à 70% (Miller et Block ; 2011). Les résultats obtenus montrent que tous les greffons couverts de propolis sont restés intacts, tandis que 50% des greffons non couverts de propolis ont éclaté (cas N°1 et 2). L'utilisation de la propolis présente un double intérêt, d'une part elle permet d'améliorer la fragilité causée par l'autoclavage, et d'autre part, elle empêche la transmission de la maladie.

Un cas de résorption de greffon non couvert a été enregistré à quarante-cinq jours. La diaphyse s'est cicatrisée après rapprochement des deux abouts et la sortie de la broche au niveau de la métaphyse distale favorisée par l'aspect anatomique (courbure) du fémur. Selon Mathon (2002) l'allogreffe développe une réaction inflammatoire avec la présence de très nombreux lymphocytes pendant plusieurs semaines (deux mois) après cette période, une enveloppe fibreuse isole le greffon et limite les problèmes immunologiques. Ces réactions seront d'autant plus importantes que le greffon sera frais et non traité.

Les greffons autoclavés couverts par la propolis utilisés dans notre expérimentation, n'ont pas subis de résorption malgré l'intensité de la réaction immunitaire durant le premier mois, cela est dû, d'après Farooqui (2012) aux effets immuno-modulateurs de la propolis, et selon Parolia et *al* (2010) les flavonoïdes et l'acide caféique présents dans la propolis jouent

un rôle important dans la diminution de la réponse immunitaire, en inhibant la voie de lipoxygénase de l'acide arachidonique.

D'après les résultats cliniques, l'appui en position debout et à la marche a débuté simultanément, et de façon précoce chez les chiens qui ont reçu une allogreffe couverte de propolis. La douleur ressentie par l'animal à l'appui et surtout après la rupture du greffon, n'ont pas permis une récupération fonctionnelle complète dans le groupe témoin. L'effet anti-inflammatoire et anesthésique local de la propolis, décrits par Farooqui ; (2012) et Andrade et *al* ; (2006), ont favorisé un rétablissement rapide de l'appui chez les chiens traités par greffon couvert de propolis.

L'allogreffe est une alternative utilisée dans le comblement des pertes segmentaires osseuses massives ; toutefois, certaines contraintes liées à son utilisation demeurent ambiguës. Les complications les plus répandues lors de substitution osseuse par une allogreffe sont : l'infection, l'échec de l'incorporation, diminutions des propriétés mécaniques au fil du temps et les fractures (Amorosa et *al* ; 2013). L'infection peut être secondaire à l'échec de l'implant, suite à la mauvaise circulation sanguine dans les sites de perte osseuse (Andrade et *al* ; 2006). La présence de foyer d'infection dans notre étude, se présentait radiographiquement par une clarté « zone radio-transparente » (cas N°4), alors que l'absence d'infection dans tous les cas où les greffons étaient couverts de propolis semble être due selon Farooqui ; (2012) à l'effet anti-infectieux de la propolis.

Le traitement des retards de consolidation peut se faire de différentes manières, si la réduction est mauvaise. Une intervention chirurgicale est indiquée pour corriger le défaut de réduction et de fixation (Brinker et *al* ; 1994), en suivant ce principe, nous avons pu obtenir une consolidation complète du cas N° 1 (greffon couvert de propolis) Après correction chirurgicale du défaut de fixation, ni infection, ni altération du greffon n'a été remarquée ce qui confirme de nouveau l'effet anti-infectieux notoire de la propolis (Farooqui ; 2012, Ademar ; 2008, Andrade et *al* ; 2006) même après une ré-intervention.

# **Chapitre VIII**

## **Conclusion et recommandations**

**VIII -1. Conclusion**

L'utilisation d'une fine couche de propolis sur une greffe allogénique autoclavée, a stimulé l'ostéoinduction médullaire et périphérique, et a accéléré l'ostéointégration au niveau des deux interfaces proximale et distale, ce phénomène est contrôlable selon la quantité de propolis utilisée sur la greffe.

L'ostéoinduction ne peut se réaliser d'une façon parfaite sans le pouvoir ostéoconducteur, dans notre expérimentation, ce phénomène a été accompli par le greffon couvert de propolis qui a servi de charpente, capable d'induire une ostéogenèse à partir de l'os receveur.

Notre étude a confirmé que la propolis a une action anti-infectieuse, anti-inflammatoire, anesthésique locale postopératoire et même un effet immuno-modulateur, en protégeant les greffons contre les risques de rejets et de rupture. L'effet antalgique s'est exprimé par un appui précoce et permanent. L'absence d'infection est la preuve que la propolis a inhibé la multiplication des germes, et a formé une barrière contre les contaminations ascendantes.

L'autoclavage permet une stérilisation des greffes et empêche la transmission des maladies mais en revanche, il entraîne une fragilisation de la greffe, ce défaut a été corrigé et même amélioré par la couche de propolis couvrant les greffes.

Notre étude a mis en valeur le rôle primordial des insertions musculaires de la diaphyse fémorale dans la cicatrisation osseuse et l'intérêt de la conservation de ces insertions par chirurgie atraumatique.

L'enclouage centromédullaire simple a assuré une faible immobilisation pour les animaux turbulents, ce qui rend nécessaire le recours à d'autres moyens de fixation plus complexes et plus sûres comme le fixateur externe, l'enclouage centromédullaire verrouillé, ou la plaque vissée.

Enfin, la rapidité de son incorporation et la facilité de sa conservation font de la greffe allogénique autoclavée couverte de fine couche de propolis, le substitut idéal pour les pertes osseuses diaphysaires difficiles à reconstituer.

**VIII -2. Recommandations :**

- Etude histologique de l'ostéointégration de la greffe allogénique autoclavée couverte de propolis ;
- Le dosage et l'isolement in vitro de la BMP, afin de mieux comprendre son interaction avec la propolis et le rôle de cette dernière dans la multiplication, le recrutement des cellules mésenchymateuses, la conversion, et le blocage des BMP3 ;
- Etude angiographique et le suivi par l'échodoppler de la néovascularisation constatée lors de la greffe couverte de propolis.
- Etude de l'effet de la propolis dans l'ostéointégration des xéno greffes.
- Etude comparative entre les différents types de propolis algériennes et leurs effets sur la régénération du tissu osseux.

**Références**

**Bibliographiques**

### A

---

- **ALBEE F.H.** (1923) Fundamentals in bone transplantation .J. Am. Med. Ass., 81,P 1429 -1432.
- **ALBERKTSSON T.** (1980) The healing of autogenous bone graft after varying degrees of surgical trauma. J. Bone Joint Surgery, 62, P 403.
- **ALBREKTSSON T. ET JOHANSSON C.** (2001) Ostéoinduction,ostéoconduction and osseointegration. Eur Spine .J, 10 P 96–101.
- **ALEXANDER J.W.** (1983) Use of a combination of cortical bone allograft and cancellous bone autograft to replace massive bone loss in fresh fractures and selected nonunion .J. Am. Anim. Hosp .Assoc., 19, P 671-678.
- **ALHO A., BENTERUD J., HOGEVOLD H., EKELAND A. et STOMS E.K.** (1992) Comparison of functional bracing and locked intramedullary nailing in treatment of displaced tibial shaft fractures. Clin. Orth. Res., 277, P 243-250.
- **AMOROSA L.F., LEE C.H., AYDEMIR A.B., NIZAMI S., HSU A., PATEL N.R., GARDNER T.R., NAVALGUND A., KIM D.G., PARK S.H., MAO J.J.et LEE F.Y.** (2013) Physiologic load-bearing characteristics of autografts, allografts, and polymer-based scaffolds in a critical sized segmental defect of long bone an experimental study, I .J Nanomedicine, 8, P 1637-1643.
- **ANDERSON J.M.** (1993) Mechanisms of inflammation and infection with implanted devices. Cardiovasc. Pathol., 2, P 33-41.
- **ANDRE J.M., CATALA M., MORERE J.J., ESCUDIER E., KATSANIS G. et POIRIER J.** (2008) Service d’Histologie – Embryologie, 5, P 63-74.

- **ANDRADE A.L., MANZI D., Z.DOMINGUES R** (2006) Tetracycline and Propolis incorporation and release by bioactive glassy compounds, Science Direct, J Non-Crystalline Solids ,352,P 3502-3057.
- **ANSORGE S., REINHOLDB D. et LENDECKELC U.** (2003) Propolis and Some of its Constituents Down-Regulate DNA Synthesis and Inflammatory Cytokine Production but Induce TGF-1 Production of Human Immune Cells .Z. Naturforsch, 58,P 580-589.
- **ARJUN H., BANSKOTA, TEZUKA Y. et SHIGETOSHI K.** (2001) Recent Progress in Pharmacological Research of Propolis, Phytother. Res., 15, P 561–571.
- **ARO H., WIPPERMANN B., HODGSON S. et CHAO E.** (1989) Prediction of properties of fractures callus by measurement of mineral density using micro-bone densitometry, J. Bone. Joint. Surg., 71, P 1020-1028.
- **AUTEFAGE A** (1992) Consolidation des fractures, encyclopédie vétérinaire-orthopédie., P 8.

## B

---

- **BACHER J.D., SCHMIDT R.E.** (1980) Effect of autogenous cancellous bone on healing of homogenous cortical bone grafts .J. Small. Anim .Pract., 21,P 235-245.
- **BARONE R.** (1996) Anatomie comparée des mammiferes domestiques,Tome 5 Angiologie, P 435,605.
- **BARONE R.** (1978) Anatomie comparée des mammiferes domestiques, cinquieme édition,Tome 1 Ostéologie, P 644-667.
- **BAUDHUIN P., NUZZO V., et ZIMMERMANN N.** (2004) Radiologie numérique, J. Radiol., 85, P 1037-1045.

- **Baur A., Stähler A., Arbogast S., Direr H.R., Bartl R. et M. Reiser** (2002) Acute osteoporotic and neoplastic vertebral compression fractures: fluid sign at MR imaging, *Radiology*, 225, P 730–735.
- **BONFIGLIO M.** (1958) Repair of bone–transplant fractures. *J. bone. Joint .Surg.*, 40, P 446-456.
- **BONNEL F. et TACHOT B.** (1989) Biologie de la cicatrisation des fractures. In : TEOT L, VIDAL J, DOSSA J. (eds): *Le tissu osseux*. Sauramps Médical, Montpellier, P 171-179.
- **BOS G.D., GOJDERG V.M., POWELL A.E. et HEIPLE K.G., KIZA J.M.** (1983) The Effect of Histocompatibility Matching on canine Frizen Bone Allograft .*J .Bone Joint .Surg.*, 65,P 89-96.
- **BOWERMAN J.W. et HUGHES J.L.** (1975) Radiology of bone grafts.*Radio. Clin North .Am.*, 13, P 67-77.
- **BRINKER W.O., PIERMATTEI D.L. et FLO G.L** (1994) Manuel d’Orthopédie et de traitement des fractures des petits animaux 2<sup>ème</sup> édition, paris Edition du point vétérinaire, P 71-77.
- **BUCK B.E. et MALININ T.I.** (1994) Human bone and tissue allografts, Preparation and safety, *Clin. Orthop.*, 303, P 8-17.
- **BURCHARDT H., JONES H., GLOWCZEWSKIE F., RUDNER C. et ENNEKING W.F.** (1978) Freezed-dried allogenic segmental cortical-bone grafts in dogs, *J. Bone. Joint. Surg.*, 8, P 264-272.
- **BURCHARDT H.** (1983) The biology of bone graft repair .*Clin. Orthop. Rel .Res.*, 174, P 28.

- **BURCHARDT H.** (1996) Current concepts in bone grafting, In CZITROM A.A., WINKLER H., Orthopaedic Allograft Surgery, Springer-Verlag, Vienne, P 3-10.

## C

---

- **CANADY J.W., ZEITLER D.P., THOMPSON S.A. et NICHOLAS C.D.** (1993) Suitability of the iliac crest as a site for harvest or autogenous bone grafts. Cleft Palate- Craniofacial J, 30, P 579-581.
- **CARON J.P.** (2003) Ostéoarthritis, In Ross M.W., Dyson S.J., Diagnosis and Management of Lameness in the Horse, Saunders, Philadelphia, P 572-591.
- **CASTALDO S. et CAPASSO F.** (2002) Propolis, an old remedy used in modern medicine. Fitoterapia, 73, P 1-6.
- **CHANCRIN J.L.** (1992) Anatomy and Physiologie of Bone, Encyclopédie Vétérinaire, édition elsevier paris, 2800, P 1-8.
- **CHAPPARD D., FRESSONNET C., GENTY C., BASLE M.F. et REBEL A.**(1993) Fat in bone xenografts: importance of purification procedures on cleanliness, wettability and biocompatibility. Biomaterials,14, P 507-512.
- **CHAVASSIEUX P. et MEUNIER P.** (2003) Histologie et cytologie de l'os normal, Encycl .Méd .Chir.,10, P 6.
- **CONTANTINESCU G.M.** (2005) Guide Pratique D'anatomie du chien et du chat, 8 ,P 334-335.
- **COSSU F., GAUTHIER O. et GUINTARD C.** (2005) Voie d'abord en chirurgie ostéo- articulaire chez le chien, édition du point vétérinaire, P 114-123.
- **COUROUCE-MALBLANC A. et DESBROSSE F.** (2010) Maladies des chevaux, Association des vétérinaire équipe française, 2 ème édition, P 36.

- **CROSS P.C. et MERCER K.L.** (1993) Ultra structure cellulaire et tissulaire, approche fonctionnelle, Deboeck université, P 86-92.

## D

---

- **D'ANJOU M.A., et ALEXANDER K.** (2005) Tomodensitométrie et imagerie par résonance magnétique, concepts et applications chez les animaux de compagnie, Le médecin vétérinaire du Québec, 35, P 185-197.
- **DADOUNE J.P. et SIFFORI J.P.** (2000) De la biologie à la clinique, Histologie, 2ème édition médecine- science, P 83-85.
- **DENNY H.R.** (1980) A Guide to canine Orthopedic Surgery.Blackewell scientific publications, London, P 73.
- **DENOIX J.M.** (1996) Ultrasonographic examination in the diagnosis of joint disease, In McIlwraith C.W., Trotter G.W. (Eds.), Joint Disease in the Horse, Saunders, Philadelphia, P 165-202.
- **DESACHY F.** (2009) Guide pratique de L'A.S.V, 2 ème édition, P 145-153.
- **DESMAIZIERES L.M., CAUVIN E.R.** (2005) Carpal collateral ligament desmopathy in three horses, Vet. Rec., 157, P 197-201.
- **DEYOUNG D.J. et PROBST C.W.** (1985) Methods of fractures Fixation.In Slatter DH(ed) Textbook of Small Animal Surgery,Vol II. WB Saunders Co,Philadelphia.,P 1949-1972.
- **DILLENSEGER J.P., et MOERSCHEL E.** (2009) Guide des technologies de l'imagerie médicale et de la radiothérapie, éd. MASSON, Issy les Moulineaux, P 416

- **DOHERTY M.J., SCHLAG G., SCHWARZ N., MOLLAN R.A.B., NOLAN P.C. et WILSON D.J.** 1994: Biocompatibility of xenogeneic bone, commercially available coral, a bioceramic and tissue sealant for human ostéoblasts. *Biomaterials*, 15, P 601-608.
- **DOI K., DESABTIS., SINGER D.I., HURLEY J.V., O'BRIEN B.M.C.C., MCKAY., S.M., HICHEY M.J., MURPHY B.F.** (1989) The effect of immunosuppression on vascularised allografts. *J. Bone. Joint. Surg.*, 71, P 576-582.

## E

---

- **EGGER E.L. et GREENWOOD K.M.** (1985) External skeletal fixation . In SlatterDH(ed): *Textbook of small Animal Surgery*, VolI, Philadelphia, WB Saunders Co, P 1972-1988.
- **ELANGA M., BOUCHE BPUTZ P.H et DUMONT N.** (1997) : Echographie et effet duppler ,une méthode originale pour une appréciation précoce et dynamique du cal osseux .*Acta Orthopaedica Belgica*, 63, P 233-239.
- **ELIMA K.** (1993) Ostéoinductive proteins, *Ann. Med.*, 25, P 395-402.

## F

---

- **FAGES J., MARTY A., DELGA C., CONDORET J.S., COMBES D. et FRAYSSINET P.**(1994) Use of supercritical CO<sub>2</sub> for bone delipidation. *Biomaterials*, 15, 9, P 650-656.
- **FAROOQUI T. et FAROOQUI A.A.** (2012) Beneficial effects of propolis on human health and neurological diseases, *Frontiers in Bioscience* , P 779-793.
- **FORELL E.B. et STRAW R.C.** (1993) Bone Morphogenetic Proteins and Bone Derived Growth Factors, *Vet. Comp. Orthop. Traumat.*, 6, P 166-171.

- **FRAYSSINET P., TROUILLET J.-L., ROUQUET N., ASIMUS E. et AUTEFAGE A.** (1993) Osseointegration of macroporous calcium phosphate ceramics having a different chemical composition, *Biomaterials*, 6, P 423-429.
- **FRIEDLAENDER G.E.** (1983) Currents concepts review bone-banking. *J. bone. Joint. Surg.*, 64, P 307-311.

## G

---

- **GALANTE J.O., ROSTOKER W. et DOYLE J.M.** (1975) Failed femoral stems in total hip prostheses, *J. Bone. Joint. Surg.*, 57, P230-236.
- **GHARBI M.** (2011) Les produits de la ruche : Origines - Fonctions naturelles – Composition Propriétés thérapeutiques Apithérapie et perspectives d’emploi en médecine vétérinaire, thèse doctorat vétérinaire, l’UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I
- **GARTNER L.P. et HIATT J.L.** (1994) Atlas en couleur d’histologie, 2<sup>ème</sup> édition, P 79-81.
- **GHODADRA N. et SINGH K.** (2008) Recombinant human bone morphogenetic protein-2 in the treatment of bone fractures, *Biologics: Targets et Therapy* ,2,P 345–354.
- **GOSHIMA J., GOLDBERG V. et CAPLAN A.** (1991) Ostéogenic potential of culture expanded rat marrow cells as assayed in vivo with porous calcium phosphate ceramics. *Biomaterials*,12, P 253-258.
- **GRANGE J.M. et DAVEY R.W.** (1990) Antibacterial properties of the propolis (bee glue),*J Royal .Society .med.*,83,P 159.

## H

---

- **HAITHAM H.M.F., AMEL, BAKHIET O. et HAMZA S.M.**(2006) Application of Camel Bone as Bony Shuttle Pin Splint For Femoral Fractures In Small Animals, Surg. J.,1, P 72-74.
- **HALLORAN P.F., ZIV I., LANGER F., PRZKER K.P.H. et GROSS A.E.** (1979) Orthpedic bone transplantation in mice, Transplantation, 27, P 414-419.
- **HENRICKSEN P.** (1979) Entire segment bone transplantation in a cat, J. Am. Vet Med. Assoc., P174-826.
- **HENRY W.B.** (1983) Bone grafting in small animal orthopedics, In bojrab MJ, Crane SW, Arnoczky SP, Current Techniques in Small Animal Surgery, 2<sup>nd</sup> ed.Philadephia,PA, lea & Febiger. P 737-742.
- **HENRY W.B. et WADSWORTH P.L.** (1981) Diaphysial allografts in the repair of long bone fractures, J. Am .Anim. Hosp .Assoc., 17, P525-534.
- **HENRY W.B. et WADSWORTH P.L.** (1981) Retrospective Analysis of failures in the repair of severely comminuted long bone fractures using large diaphyseal allografts, J .Am .Anim. Hosp. Assoc., 17, P 353-546.

## J

---

- **JAMES J. et STEINJN-MYAGKAYA G.L.** (1986) Death of ostéocytes, J. Bone Joint. Surg., 68, P620-624.
- **JEAN-PROST P., MEDORI P. et LE CONTE Y.** (2005) Apiculture connaitre l'abeille-conduire le rucher, 7 éme édition, 14, P 445.
- **JEPPSON C. et ASPENGER P.** (1996) BMP-2 can inhibit bone healing. Acta. Orthop. Scand., 67., P 589-592.

- **JOHNSON A.J. et DUNNING D.** (2006) Guide pratique de chirurgie orthopedique du chien et du chat, édition MED'COM, P 190-195.

## K

---

- **KERWIN S.C., LEWIS D.D. et ELKINS A.D.** (1991) Bone grafting and banking, *Compend. Cont. Educ. Pract. Vet.*, 13, P 1558-1566.
- **KERWIN S.C., LEWIS D.D., ELKINS A.D., OLIVIERS J., PECHMAN R., MCCARTHY R.J. et HOSGOOD G.** (1996) Deep-frozen allogenic cancellous bone grafts in 10 dogs, *Vet. Surg.*, 25, P18-28.
- **KERDELHVE B. et GENEVOIS J.P.** (1996) Dérigidification d'un fixateur externe, *Le Point Vétérinaire*, 27, P 174.
- **KEALY J.K. et MC ALLISTER H.** (2008) Radiographie et échographie du chien et du chat, édition MED'COM, P 297-336
- **KYHNEL W.** (2003) Atlas de poche d'histologie, 3<sup>ème</sup> édition, P 146.

## L

---

- **LIND M., SCHUMACKER B., SOBALLE K., KELLER J., MELSEN F. et BÜNGER C.** (1993) Transforming growth factor- $\beta$  enhances fracture healing in rabbit tibiae, *Acta. Orthop. Scand.*, 64., P 553-556.
- **LISKA W.D.** (1985) Wires in long bone fracture repair, In Slatter DH (ed), *Textbook of small Animal Surgery*, WB Saunders Co, Philadelphia, P 2003-2014.

# M

---

- **MACE Y.** (2007) Processus de réparation osseuse, Service de rééducation et de réadaptation de l'appareil locomoteur et des pathologies du rachis, Hôpital Cochin, Assistance Publique-Hôpitaux de Paris, P 2-5.
- **MAHMOUD L.** (2006) Biological Activity of Bee Propolis in Health and Disease, Asian. Pac. J. Cancer. Prev., 7, P 22-31.
- **MARKEL D.C., GUTHRIE S.T., WU B., SONG Z.H. et WOOLEY P.H.** (2012) Characterization of the inflammatory response to four commercial bone graft substitutes using a murine biocompatibility model, J. Inflamm. Research., 5, P 13-18.
- **MARTINI M.C. et SEILLER M.** (2006) Actifs et additifs en cosmétologies, 3ème édition, Lavoisier, P 338-350.
- **MATHON D.** (1994) Anatomie et physiologie de l'os, CES de traumatologie ostéoarticulaire et orthopédie animales, P 07-11
- **MATHON D.** (2002) Greffes et substituts de l'os, CES de traumatologie ostéo-articulaire et orthopédie animales, P 18-22.
- **MCCLURE S.R., WTKINS J.P. et HOGAN H.A.** (1996) In vitro evolution of four methods of attaching transfixation pins into fiberglass cast for use in horse, Am. J. Vet. Res., 57, P 1098-1101.
- **MCILWRAITH C.W.** (1996) General pathobiology of the joint and response to injury, In McIlwraith C.W., Trotter G.W. (Eds.), Joint Disease in the Horse, Saunders, Philadelphia, P 40-70.
- **MICHAUD R.J. et KRABU K.J.** (1994) Bone allograft banking in the united kingdom, J. Bone. Joint. Surg., 76., P 350-351.

- **MILLER L.E. et BLOCK J.E.** (2011) Prospective on the clinical utility of allograft for bone regeneration with osseous defects, *Orthopedic Research and Reviews*, 3, P 31-37.
- **MIYAMOTO S., TAKAOKA K., YOSHIKAWA H., HASHIMOTO J., SUZUKI S. et ONO K.** (1993) Polylactic acid-polyethylene glycol block copolymer, *Clin. Orthop.*, 194., P 333-343.
- **MONNIER J.P. et TUBIANA J.M.** (2002) *Pratique et technique du radio diagnostic*, 3ème édition, P 30-43.
- **MUTSAERS M., VAN BLITTERSWIJK H., VAN'T LEVEN L., KERKVLIELT J. et WAERDT J.** (2005) *Produits de l'apiculture, propriétés, transformation et commercialisation*, Première édition,10, P 55-59.

## N

---

- **NUNAMUKER D.V. et RHINELANDER F.W.** (1985) Bone grafting, in textbook of Small Animal Orthopedics, J. B Lippincott Co, Philadelphia, 39, P519-526.

## O

---

- **OLDS R.B.** (1981) Bone grafting, In Bojrab M (ed), *Pathophysiology in Small Animal Surgery*, Philadelphia, Lea & Febiger, P 534-541.

## P

---

- **PAROLIA A., THOMAS S., KUNDABALA M. et MOHAN M.** (2010) Propolis and its potential uses in oral health, *I. J .Med .Medical .Sciences.*, 2, P 210-215.

- **PARRISH F.F.** (1973) Allograft replacement of all or part of the end of a long bone following excision of tumor, Report of twenty-one cases, J. Bone Joint Surg., 55, P1-22.
- **PEER L.A.** (1955) Transplantation of bone animals, Transplantation of tissues, Williams & Wilkins Company, 16, P 152-179.
- **PIERARD J.** (1972) Anatomie appliquée des carnivores domestiques chien et chat, P 112-137.
- **PHILIPPE J.M.** (1999) Guide pratique de l'apiculture, 3<sup>ème</sup> édition, P 851-855.

## R

---

- **RAY R.D** (1972) Vascularization of bone grafts and implants, Clin. Orthop., 87, P 43
- **RAZAFIMHANDRY H.J.C., RANDRIANASOLO D., ANDRIAMANANA N.W. et RANDRIARIMANGAN R.H.B.** (2001) Deux cas d'utilisation de corail naturel comme substitut osseux, Médecine d'Afrique Noire, 48, P114.
- **REDDING W.R.** (2001) Use of ultrasonography in the evaluation of joint disease in horses, Part1, Indications, technique and examination of the soft tissues, Equine. Vet. Educ., 13, P 198-204.
- **RENEGAR W.R.**(1983) Autogenous cancellous bone graft, in Johnson MJ, Crane SW, Arnochy SP(eds), Current Techniques in Small Animal Surgery, 2<sup>nd</sup> (ed), Philadelphia, Lea & Febiger, P 742-746.
- **RHINELANDER F.W. et WILSON J.W.** (1982) Blood supply to developing, mature and healing bone, In SUMNER-SMITH G, Bone in clinical orthopaedics, WB Saunders Company, Philadelphia, 1982, P 81-157.

- **RINGDEN O.** (1993) Management of graft-versus-host disease. *Eur. J. Heamatol*, 51, P 1-12.
- **RÜED T.** (1990) Intramedullary nailing with interlocking, *Arch. Orth .Trauma. Surg.*, 109, P 317-320.

## S

---

- **SAUER H.D., SCHOETTLE H.** (1979) The stability of ostéosyntheses bridging defects, *Arch. Orthop .Traumat .Surg.*, 95, P 317-320.
- **SENNE A.** (2010) Propolis Le trésor millénaire de santé et de beauté , Edition du Palémon, 5<sup>ème</sup> édition, Saint-Evarvec,P 125.
- **SFORCINA J.M. et BANKOVAB V.** (2011) Propolis Is there a potential for the development of new drugs?, *Journal of Ethnopharmacologie*,133, P 253–260.
- **SHARMA S., GARG N.K., VELIATH A.J., SUBRAMANIAN S. et SRIVASTA K.K.** (1999) Percutaneous bone-marrow grafting of ostéotomies and bony defects in rabbits, *Acta Orthop. Trauma. Surg.*, 119, P 57-61.
- **SHENA C.J. et MCCURNIN D.** (1983) The use of fresh cortical and cancellous allografts in the repair of fractured femur in a dog, *J Am Anim Hosp Assoc.*, 19, P 352-358.
- **SCHENA C.J., MITTEN R.W. et HAEFLE W.D.** (1984) Segmental freeze driedand Fresh cortical allograft in canine femur, A sequential radiographic comparison over a one- year time interval, *J .Am .Anim .hosp .Assoc.*, 20, P 911-925.
- **SCHENA C.J., MITTEN R.W. et HAEFLE W.D.** (1985) Segmental freeze and fresh cortical allograft in canine femur, A sequential histology comparison over a one-year time interval, *J. Am .Anim. Hosp. Assoc.*, 21, P 193-206.

- **SHNAIN H. et MARKUS N.H.** (1995) Kirschner intramedullary pinning for femoral fracture , Iraq. J .Vet. Sc., 8, P 307-310.
- **SHIMAZAWA M., CHIKAMATSU , MORIMOTO N., MISHIMA S., NAGAI H. et HARA H.** (2005) Neuroprotection by Brazilian Green Propolis against In vitro and In vivo Ischemic Neuronal Damage, Oxford University Press, 2, P 201–207.
- **SHUTO T., SARKAR G., BRONK J., MATSUI N. et BOLANDER M.** (1997) Ostéoblasts express types I and II activin receptors during early intramembranous and endochondral bone formation, J .Bone. Miner .Res., 12, P 403-411.
- **SLATTER D.** (1995) Pocket Companion to Textbook of Small Animal Surgery, WB Saunders Co, Philadelphie, Pennsylvania, Section 15, Musculoskeletal system., P 1577-2026.
- **SOSSUM TW., HEDLUND CS., JOHNSON AN., SEIM HB., WILLARD MD et CARROLL GL.** (2007) Small animal surgery 3<sup>nd</sup> (ed) ,Mosby Elsevier, P 832.
- **SOYER CET DOLIGER S.** (2011) VADE-MECUM de Cancérologie vétérinaire, 2<sup>ème</sup> édition, P 271-272.
- **STEVENS A. et LOWE J.** (1997) Histologie humaine, 2<sup>ème</sup> édition Deboeck université, P 234.
- **STEVENSON S., LI X.Q. et MARTIN B.** (1991) The fate of cancellous and cortical bone after transplantation of fresh and frozen tissue-matched and mismatched ostéochondral allografts in dogs. J. Bone .Joint .Surg.,73, P 1143-1455.
- **STEVENSON S.** (1985) Bone Grafting, In Slatter DH(ed), Textbook of Small Animal Surgery, WB Saunders Co, Philadelphia, P 2035-2048.

- **STOLOFF D.** (1983) Fractures of the femur, in bojrab MJ, Crane SW, Arnoczky SP (eds), Current Techniques in small Animal Surgery, 2<sup>nd</sup> ed, Philadelphia, Lea & Febiger, P 655-673.
- **SZENTIMREY D., FOWLER D., JOHNSTON G. et WILKINSON A.** (1995) Transplantation of the canine distal ulna as a tree vascularized bone graft, Vet .Surg., 24, P 215-225.

## T

---

- **TOPPETS V., PASTORET V., DE BEHR V., ANTOINE N., DESSY C. et GABRIEL A.** (2004) Morphologie, croissance et remaniement du tissu osseux, Ann Méd .Vét., 148, P 1-13.
- **TSHALAMA M.** (1993): La greffe osseuse, Ann. Méd. Vet., 137, P 415-424.
- **TUBIANA J.M., KALIFA G., ARRIVE L., AZIZI L., BELKACEM A., CORUMBARAS M., HOFFEL C., LACOMBE C., LE HIR P., MONNIER-CHOLLEY L ET VALADIER P.** (2004) Abrégé de Radiodiagnostic, P 16-20

## W

---

- **WARRE A.** (1948) l'apiculture pour tous l'apiculture facile et productive, Reproduction, Douzième édition, P 86.
- **WHEATER P.R., YOUNG B. et HEATH J.W.** (2001) Histologie fonctionnelle, Traduction de la 4<sup>ème</sup> édition Anglaise, Editions De Boeck Université, 14, P 249-273.
- **WILSON J.W., RHINELANDER F.W. et STEWART C.L.** (1985) Vascularization chip bone graft, J .Am .Vet. Res., 8, P 1691-1699.

- **WOODWARD J.C. et RISIER W.H.** (1991) Morphology of fracture nonunion and ostéomyelitis, in fractures complications, Vet. Clin. North .Am, Small Anim. Pract, 21, P 813-844.

## Y

---

- **YANG H., DONG Y., DU H., SHI H., PENG Y. et LI X.** (2011) Antioxidant Compounds from Propolis Collected in Anhui, China Molecules, 16, P 3444-3455.

## الخلاصة

غالبا ما يواجه جراح العظام تلف على مستوى المنطقة المشاشية للعظام الطويلة . تستند دراستنا على نهج بيولوجي لمأ التالف العظمي الشدفي و هذا من خلال زرع سنتمتر لعظم متباين سوي الوضع معقم بالموصدة مغطى و غير مغطى بمادة العكبر " بروبوليس " على مستوى العظم المشاشي مثبت بواسطة سفود و يعزز التثبيت بواسطة سلك معدني . التجربة قد أجريت على ثمانية كلاب بالغة من سلالة محلية و من جنس مختلف تم تقسيمهم إلى فوجين ، الفوج الأول و هو عبارة عن شاهد تظمن الحيوانات التي استقبلت زراعة عظم متباين معقم غير مغطى في حين تلقى الفوج الثاني نفس العظم المزروع سالفا الا انه مغطى بطبقة رقيقة من البروبوليس . الهدف من دراستنا هو تحديد قدرة التخلق البنيوي العظمي و التوصيل العظمي للعظم المزروع المتباين المعقم و المغطى بمادة البروبوليس و متابعته شعاعيا و سريريا و التأكد من الخصائص العلاجية للبروبوليس.

أظهرت النتائج ان استخدام الغرسة المعقمة المغطاة بالبروبوليس ا قد سرعت من عمليتي التخلق البنيوي و التوصيل العظمي و الذي تمثل في مرور مبكر للثفن في كل من الجهات القاصية و الدانية خلال مدة متوسطة أربعة و ثمانية أسابيع على التوالي . صمغ البروبوليس قد صحح من هشاشة الغرسة المعقمة بالموصدة و هو ما أكدته مقاومة الغرسة المغطاة حتى بعد سحب السفود . خلال المتابعة الشعاعية و السريرية لوحظ غياب الخمج ، المشي بدون ألم و عدم ارتشاف العظم مما أكد بعض من خصائص البروبوليس بأنه مخدر موضعي ، مضاد للالتهاب، مضاد للجراثيم ومغير مناخي

**كلمات مفتاحية:** البروبوليس، لعظم متباين سوي الوضع معقم بالموصدة ، التخلق البنيوي، التوصيل العظمي، الاندماج العظمي، سفود، سلك معدني، التصوير بالأشعة رد فعل السمحاق، الثفن.

## Résumé

Le chirurgien orthopédiste est souvent confronté à des pertes de substance osseuse en région diaphysaire des os longs. Notre étude se base sur une approche biologique pour le comblement des pertes osseuses segmentaires, par l'implantation d'une allogreffe autoclavée orthotopique d'un centimètre de longueur couverte et non couverte de propolis au niveau de la diaphyse fémorale et fixées par un enclouage centromédullaire simple renforcées par un hémi-cerclage.

L'expérimentation a concerné huit chiens adultes, de race locale et de différents sexes; repartit en deux groupes. Une greffe allogénique autoclavée sans propolis a été implantée chez les animaux du premier groupe pour servir de témoin; tandis que le deuxième groupe a reçu la même greffe couverte d'une fine couche de propolis.

Le but de notre étude est de déterminer le pouvoir ostéoinducteur et ostéoconducteur des allogreffes couvertes de propolis, de suivre cliniquement et radiologiquement l'incorporation du greffon autoclavé et de confirmer les vertus thérapeutiques de la propolis.

Les résultats ont montré que l'utilisation d'une greffe couverte de propolis a accéléré le processus d'ostéoinduction et d'ostéoconduction, cela s'est traduit par un passage précoce du cal au niveau des deux interfaces proximale et distale, avec une durée moyenne de quatre semaines et huit semaines respectivement.

La résine de propolis a pu corriger la fragilité des allogreffes autoclavées, ce qui a été confirmé par la résistance de la greffe couverte de propolis même après le retrait du matériel d'ostéosynthèse. L'absence d'infection, l'appui sans douleur et la non résorption du greffon constaté durant le suivi clinique et radiologique confirment l'effet anesthésique local, anti-inflammatoire, immunomodulateur et anti-infectieux de la propolis.

**Mots clés :** Propolis, Allogreffe autoclavée, ostéoinduction, ostéoconduction, ostéointégration, enclouage centromédullaire simple, hémi-cerclage, Radiographie, réaction périosté, cal.

## **Abstract**

The orthopedic surgeon is often faced to the loss of bone substance in diaphyseal region of long bones. Our study is based on a biological approach to the filling of segmental bone loss by implanting an autoclaved orthotopic allograft of one centimeter length covered and uncovered with propolis in the femoral diaphysis and fixed with a simple intramedullary nail fixation reinforced by semi-strapping.

The experiment involved eight adult dogs, from local breed and different sex; split into two groups. An autoclaved allogeneic graft without propolis was implanted in animals of the first group as a control, while the second group received the same graft covered with a thin layer of propolis.

The aim of our study is to determine the ostéoinductive and ostéoconductive allograft covered with propolis, to follow clinically and radiologically the incorporation of the autoclaved graft and to confirm the therapeutic properties of propolis.

The results showed that the use of a graft covered with propolis accelerated the ostéoinductive and ostéoconductive process, this is reflected by an early passage of the callus at both proximal and distal interfaces, with an average duration of four weeks and eight weeks respectively.

The propolis resin could correct the fragility of autoclaved allografts, which was confirmed by the resistance of the graft covered with propolis even after removal of the ostéosynthesis material. The absence of infection, painless support and non graft resorption observed during the clinical and radiological follow-up confirms the local anesthetic, anti-inflammatory, immunomodulatory and anti-infective effect of propolis.

**Key words:** Propolis, autoclaved Allograft,ostéoinduction,ostéoconduction,ostéointégration, simple intramedullary nail fixation, semi-strapping.,Radiography,reaction périostal ,calus.