

Université Mentouri de Constantine

Faculté des sciences de la nature et de la vie

Département de Biochimie et de Microbiologie

N° d'ordre : 127/TS/2012

N° de série : 01/Micro/2012

THESE

Présentée à l'Université Mentouri de Constantine pour l'obtention

du Diplôme de **Doctorat en Sciences**

Spécialité : Biotechnologies microbiennes.

Soutenu publiquement par

BOUFENNARA Souhil

Effet des tanins sur la fermentescibilité *in vitro* et la digestibilité *in sacco* de végétaux et de sous produits de l'agronomie des zones arides. Essai de modélisation des fermentations du microbiote ruminal.

Soutenu le: 24/06/2012

Devant le Jury

Présidente :	MERAIHI Z.	Professeur à l'université Mentouri/Constantine.
Rapporteur :	BOUSSEBOUA H.	Professeur à l'université Mentouri/Constantine.
Examineurs :	BAKOUR R.	Professeur à l'université Houari Boumediene, USTHB/Alger.
	NANCIB N.	Professeur à l'université Ferhat Abbès/Sétif.
	HAMIDECHI A.	Maître de conférences à l'université Mentouri /Constantine.
	DJABRI B.	Maître de conférences à l'université Larbi Tebessi/Tébessa.

Remerciements

Les travaux présentés dans cette thèse ont été réalisés au Laboratoire de Génie Microbiologique et Applications de l'université Mentouri à Constantine et au département de Production animale, à l'université de Léon en Espagne.

La réalisation de cette thèse n'aurait pas été possible sans la collaboration du ministère de la recherche scientifique et de l'enseignement supérieur. Je tiens à remercier particulièrement l'état Algérien pour son soutien financier et son aide à accomplir ce travail.

J'adresse mes plus sincères remerciements à Monsieur le professeur Bousseboua Hacène directeur du laboratoire, pour avoir encadré et dirigé ce travail avec la plus grande rigueur scientifique. Sa compétence et la qualité de ses conseils, le soutien et la confiance qu'il m'a accordés, m'ont permis de réaliser ce travail dans les meilleures conditions.

Je remercie également Secundino Lopez, Professeur et directeur du Laboratoire de production de l'université à Léon, de m'avoir accueilli chaleureusement et permis la réalisation d'une grande partie de ce travail dans son laboratoire. Merci pour ses contributions et ses conseils avisés et pour l'intérêt porté à mes travaux.

Je suis très honoré et je tiens à remercier Madame Meraihi Z., Professeur à l'université Mentouri à Constantine, pour m'avoir fait l'honneur de présider le jury de cette thèse.

Je tiens également à remercier les membres du jury, Messieurs NANCIB N., Professeur à l'université Ferhat Abbès de Sétif; BAKOUR. R., Professeur à l'université à l'U.S.T.H.B à Alger; HAMIDECHI A., Maître de conférence à l'université Mentouri Constantine; Djebri B., Maître de conférence à l'université Larbi Tebssi de Tébessa d'avoir accepté d'évaluer ce travail.

Je remercie chaleureusement l'ensemble du personnel du Laboratoire de nutrition animale de l'université de Léon en Espagne pour leur aide et leur disponibilité. Merci à Fuente, Maria, Eva, Edenne et particulièrement Bodas R. Je remercie également le personnel administratif toujours prêt à rendre service et particulièrement Maria la secrétaire du laboratoire. Je tiens à leur présenter à toutes et à tous mes sincères remerciements.

Je remercie toute ma famille pour son soutien moral et son sacrifice.

Table des Matières

INTRODUCTION GENERALE.....	1
Chapitre 1: ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE	
1. Données sur les ressources fourragères en Algérie.....	3
2. Composition chimique des fourrages.....	4
2.1. Les parois végétales.....	4
2.2. Les principaux constituants pariétaux.....	4
2.3. Les constituants azotés.....	8
2.4. Les constituants phénoliques.....	9
2.5. Les tanins.....	10
2.5.1. Nature, mécanisme d'action, et effets biologiques.....	10
2.5.2. Effets des tannins sur l'activité métabolique ruminale.....	11
3. Digestion des fourrages chez les ruminants.....	14
3.1. Les différents microorganismes du rumen.....	15
3.1.1. Les bactéries.....	15
3.1.2. Les Archaeobactéries.....	16
3.1.3. Les protozoaires.....	17
3.1.4. Les champignons.....	18
3.2. Rôle des différents microorganismes du rumen dans la digestion.....	19
3.2.1. Le métabolisme azoté.....	19
3.2.2. Le métabolisme glucidique.....	20
4. Estimation de la valeur nutritive des fourrages.....	23
4.1. Méthodes chimiques.....	24
4.2. Méthodes physiques.....	24
4.3. Méthodes biologiques.....	25
4.3.1. Méthode de digestibilité <i>in vitro</i>	26
4.3.2. Méthode de dégradation <i>in sacco</i>	26
4.3.3. Les méthodes enzymatiques.....	27
4.4. Les méthodes de production de gaz.....	28
4.4.1. Techniques de mesure de la production de gaz.....	28
4.4.2. Mesure du volume de gaz (système de Menke).....	28
4.4.3. Système de mesure par pression.....	29
4.4.4. Origine des gaz.....	30
5. Modélisation.....	30
5.1. Introduction.....	30
5.2. Historique de la modélisation.....	31
5.3. Comparaison qualitative des représentations du rumen.....	32
5.4. Les modèles mathématiques.....	34
5.5. Modèle d'Orskov (avec compartiment) et Modèle de France.....	34

Chapitre 2: MATERIELS ET METHODES

1. Aspects botaniques des plantes collectées de la région de Boussaâda et Djelfa.....	36
1.1. Introduction.....	36
1.2. Enquête et collecte des échantillons.....	36
1.3. Echantillons testés.....	37
1.4. Préparation des échantillons.....	40
2. Caractéristiques chimique des fourrages.....	40
2.1 Analyse fourragère.....	40
2.1.1. Détermination de la matière sèche.....	40
2.1.2. Détermination des sels minéraux.....	40
2.1.3. Détermination de la matière azotée totale.....	41
2.1.4. Détermination des composés de la paroi végétale.....	41
2.1.4.1. Estimation de la fraction NDF (Neural detergent fibre).....	41
2.1.4.2. Estimation de la fraction ADF (Acid Detergent Fibre).....	42
2.4.1.3. Estimation de la fraction ADL (Acid Detergent Lignin).....	43
3. Analyse des tanins.....	43
3.1. Extraction de pigments.....	43
3.2. Extraction de tanins libres.....	44
3.3. Méthode de purification du Quebracho.....	44
3.4. Analyse des tanins condensés PROANTHOCYANIDINES (Méthode du BUTANOL-HCl)	45
3.4.1. Analyse des tanins condensés libre.....	46
3.4.2. Analyse des tanins condensés attachés.....	46
3.5. Analyse des phénols totaux (Méthode de Folin-Ciocalteu).....	46
3.6. Analyse des tanins totaux (méthode de Makkar 2003).....	46
4. Fermentation <i>in vitro</i> des fourrages par le microbiote ruminal.....	47
4.1. Technique de production de gaz <i>in vitro</i>	47
4.1.1. Principe.....	47
4.1.2. Description des systèmes de fermentations de Theodureau.....	47
4.1.3. Inoculum.....	48
4.1.4. Etudes <i>in vitro</i>	48
4.2. <i>In vitro</i> digestibilité.....	48
4.3. Production de gaz <i>in vitro</i>	50
4.3.1. Calcul et expression des résultats.....	51
4.3.2. Mesures de la digestibilité <i>in vitro</i> des fourrages.....	52
4.3.2.1. Digestibilité apparente (AIVD)	52
4.3.2.2. Digestibilité réelle (TIVD)	52
4.4. Analyse qualitative et quantitative des acides gras volatiles.....	53
4.4.1. Préparation des échantillons.....	53
4.4.2. Protocole d'analyse.....	53
4.4.3. Calcul.....	55
4.5. Analyse quantitative des gaz.....	55
4.5.1. Les modèles de mathématiques appliquées.....	56
4.5.2. Observations et calculs.....	56
5. Mesure <i>in situ</i>	57
5.1. Animaux et rations.....	57
5.2. Principe et méthodologie.....	58
5.3. Calculs et expressions des résultats.....	59
6. Aspects antinutritionnels des fourrages.....	60
6.1. Problématiques et objectifs.....	60
6.2. Effet du polyéthylène glycol sur l'activité biologique.....	60
6.3. Effet du PEG sur la production de biomasse microbienne.....	61
7. Analyses statistiques	62

Chapitre 3: RESULTATS ET DISCUSSIONS

1. Analyses des substrats.....	63
1.1. Constituants cellulaires.....	63
1.2. Constituants pariétaux.....	66
1.3. Analyse phytochimique.....	68
1.4. Digestibilité <i>in vitro</i> et paramètres cinétiques des dégradations.....	70
1.5. Corrélations entre les constituants nutritifs, composés phénoliques, digestibilité <i>in vitro</i> et paramètres de dégradations cinétiques.....	72
2. Aspects nutritionnels et digestibilité.....	77
2.1. Fermentation <i>in vitro</i> des substrats par le microbiote ruminal.....	77
2.1.1. Production de gaz <i>in vitro</i>	77
2.1.2. Cinétique de la production de gaz.....	78
2.1.3. Corrélations entre les paramètres de la production de gaz et les compositions chimiques.....	80
2.1.4. Cinétique de production des acides gras volatiles (AGV)	81
2.1.5. Corrélations entre composants des substrats et produits métaboliques.....	84
2.2. Estimation de la digestibilité de substrats.....	87
2.2.1. Digestibilité <i>in vitro</i>	87
2.2.1.1. Digestibilité <i>in vitro</i> apparente (AIVD).....	87
2.2.1.2. Digestibilité <i>in vitro</i> réelle (TIVD).....	87
2.2.2. Digestibilité <i>in situ</i>	89
2.2.2.1. Digestibilité de la matière sèche.....	89
2.2.2.2. Effet de corrélation de la dégradation <i>in situ</i> de la matière sèche, les composants chimiques, paroi totale et les composants phénoliques.....	93
2.2.2.3. Digestibilité <i>in situ</i> de la paroi totale (NDF).....	94
2.2.2.4. Effet de corrélation de la dégradation <i>in situ</i> entre la fraction NDF, les composants chimiques et les composants phénoliques.....	97
2.2.2.5. Digestibilité <i>in situ</i> de la matière azotée.....	97
2.2.2.6. Effet de corrélation de la dégradation <i>in situ</i> de la matière azotée, les composants chimiques et les composants phénoliques.....	98
3. Conclusion.....	101
4. Aspects antinutritionnels des substrats.....	104
4.1. Effet des tanins sur la production de gaz <i>in vitro</i>	104
4.2. Effet de corrélation entre l'activité biologique et les composants phénoliques.....	107
4.3. Effet des tanins sur la digestibilité <i>in vitro</i>	108
4.4. Effet des tanins sur la production de la biomasse microbienne.....	110
4.5. Effet des tanins sur le facteur de cloisonnement.....	113
4.6. Effet des tanins sur Stœchiométrie des fermentations.....	115
4.7. Effet de corrélation de la production du méthane, dioxyde carbonique et les composants chimiques et les composants phénoliques.....	116
5. Modélisation de la production de gaz.....	121
5.1. Modélisation de la cinétique de la production de gaz <i>in vitro</i> par le modèle d'Orskov.....	123
5.2. Modélisation de la cinétique de la production de gaz <i>in vitro</i> par le modèle de France.....	125
5.3. Simulations des modèles mathématiques.....	126
5.4. Critiques et validation des modèles mathématiques.....	129
Conclusions générales.....	132
Références bibliographiques.....	137
Annexe.....	155

Figure	Page
Figure 1. Structure de la cellulose (Barnoud, 1980)	6
Figure 2. Liaisons établies entre les molécules de glucose dans la cellulose (Hatfield, 1993)	6
Figure 3. Structure d'un 4-O-méthylgluronoarabinoxylane (a) et des xyloglucanes (b)	7
Figure 4. Structure des tanins hydrolysables.	12
Figure 5. Structure des tanins condensés	13
Figure 6. Représentation schématique du rumen et du réseau (D'après Waghorn and Reid, 1977).	15
Figure 7. Dégradation des composés azotés dans le rumen (Jouany, 1994).	21
Figure 8. Voies du métabolisme des glucides dans le rumen (Jouany, 1995).	22
Figure 9. Comparaison des systèmes analytiques de Weende et Van Soest.	25
Figure 10. Développement des systèmes d'évaluations basés sur la production de gaz <i>in vitro</i> .	29
Figure 11. Evolution du nombre de publications concernant la modélisation du rumen.	32
Figure 12. Evolution du nombre de variables d'état représentées dans les modèles du rumen (Offner, 2003)	33
Figure 13. Schéma représentatif du modèle d'Orskov avec compartiment	35
Figure 14. Animaux fistulés servant pour les études <i>in vitro</i> et <i>in situ</i> .	58
Figure 15. Profile de la Production de gaz (ml/g MS) des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.	76
Figure 16. Discrimination des paramètres les plus influents sur le regroupement observée sur la base de l'analyse en composantes principales effectuée sur les données enregistrées sur la composition chimique et de tanin, <i>in vitro</i> et <i>in situ</i> la digestibilité et la cinétique de fermentation.	102
Figure 17. Discrimination des espèces végétales sur la base d'une analyse en composante principale effectuée par rapport aux données enregistrées sur la composition chimique et de tanin, <i>in vitro</i> et <i>in situ</i> de la digestibilité et la cinétique de fermentation.	103
Figure 18. Volume de gaz enregistré en présence et en absence du polyéthylène glycol des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.	106
Figure 19. Effet du polyéthylène glycol sur la production de biomasse des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et des fractions du palmier dattier.	113
Figure 20. Effet du polyéthylène glycol sur le facteur de cloisonnement des fourrages collctés dans la région de Boussada et des fractions du palmier dattier.	114

Tableau	Page
Tableau 1. Ressources fourragères en Algérie (Ziani, 2002).	3
Tableau 2. Répartition des aires destinées à l'alimentation du cheptel (Ziani, 2002).	4
Tableau 3. Principales espèces de champignon anaérobie isolé du tube digestif des herbivores (Fonty et al., 1995).	18
Tableau 4. Principales bactéries protéolytiques du rumen (Mackie and White, 1990).	19
Tableau 5. Substrats dégradés et fermentés par les principales espèces bactériennes du rumen. (Fonty et al., 1995).	23
Tableau 6. Modèles mathématiques	34
Tableau 7. Liste des substrats collectés dans la région de Boussaâda et El-Djelfa.	38
Tableau 8. Liste des substrats collectés dans la région de Boussaâda et El-Djelfa	49
Tableau 9. Préparation des solutions de la salive artificielle selon Theodureau et al.	50
Tableau 10. Composition de la salive artificielle selon Theodureau et al. (1994).	51
Tableau 11. Composition chimiques (g/kg MS) des plantes fourragères collectées dans la région de Boussaâda et Djelfa.	65
Tableau 12. Composition phénoliques et tanins condensés des plantes fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.	71
Tableau 13. Digestibilité in vitro de la matière sèche et paramètres cinétiques de la production de gaz collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.	73
Tableau 14. Coefficients de corrélation de l'analyse chimique, composés phénoliques, in vitro digestibilité et paramètres de dégradations cinétiques des fourrages Algériens.	74
Tableau 15. Production de gaz en (ml/g MS) collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.	75
Tableau 16. Coefficients de corrélation entre la production de gaz, composés phénoliques, paramètres de dégradations cinétiques des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.	79
Tableau 17. Profile fermentaire en acide gras volatiles.	82
Tableau 18. Coefficients de corrélation entre acides gras volatiles, fractions de la paroi et composés phénoliques des fourrage collectés da la région.	85
Tableau 19. Dégradation in sacco de la matière sèche (g/100g MS), paramètres cinétiques du modèle de et la dégradation effective des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.	90

Tableau 20. Coefficients de corrélation entre la dégradation in sacco de la matière sèche, composés phénoliques et tanins condensés, paramètres de dégradations cinétiques des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.	91
Tableau 21. Dégradation in sacco de la paroi totale NDF (g/100g MS), paramètres cinétiques du modèle de et la dégradation effective des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.	95
Tableau 22. Coefficients de corrélation entre la dégradation in sacco de la paroi totale, composés phénoliques et tanins condensés, paramètres de dégradation cinétiques des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.	96
Tableau 23. Dégradation in sacco de la matière azotée, paramètres cinétiques du modèle de et la dégradation effective des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.	99
Tableau 24. Coefficients de corrélation entre la dégradation in sacco de la matière azotée, composés phénoliques et tanins condensés, paramètres de dégradation cinétiques des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.	100
Tableau 25. Volume de gaz (ml/g MS) enregistré en présence et en absence du polyéthylène glycol des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.	105
Tableau 26. Coefficients de corrélations entre l'activité biologique et les composés phénoliques à 6, 12, 24 et 48 heures d'incubations.	108
Tableau 27. Digestibilité in vitro apparente et réelle (g/g MS) enregistré en présence et en absence du polyéthylène glycol des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.	109
Tableau 28. Effet du polyéthylène glycol sur la digestibilité in vitro de la matière organique (g/g MS), de la biomasse microbienne et le facteur de cloisonnement des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.	111
Tableau 29. Stœchiométrie de la fermentation in vitro enregistré en présence et en absence du polyéthylène glycol des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.	118
Tableau 30. Méthane concentration et augmentation du méthane (AM), Dioxyde de carbone concentration et augmentation du Dioxyde de carbone avec addition PEG des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.	119
Tableau 31. Coefficients de corrélation entre la production de méthane et le gaz total cumulé, en présence et en absence du PEG et analyse chimique, composés phénoliques et tanins condensés, des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.	120

Tableau 32. Paramètres cinétiques selon les modèles d'Orskov et de France des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.	122
Tableau 33. Prédications des productions selon les modèles d'Orskov et de France des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.	127
Tableau 34. Paramètres statistiques selon les modèles d'Orskov et de France des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.	130

A	Production de gaz asymptotique	ml/g MS
AM	Augmentation de méthane	%
ADF	acid detergent fibre	% MS
ADL	acid detergent lignin	% MS
AIVD	apparent <i>in vitro</i> digestibility	g/g MS
AGV	Acide gras volatils	mmol/ g MS
c	vitesse de la dégradation	h ⁻¹
CP	crude protein	% MS
DM	dry matter	%
D144	disparition de la matière sèche après 144 heures	g/g MS
DT144	disparition réelle après 144 heures	g/g MS
ED	dégradabilité effective	g/g MS
G24	production de gaz cumulative à 24 heures	ml/g MS
GT	Gaz total	ml
IVD-TT	<i>in vitro</i> digestibility of Tilley and Terry	g/g MS
IVOMD	digestibilité <i>in vitro</i> de la matière organique	g/gMS
L	lag time	h ⁻¹
MAT	Matière azotée totale	% MS
MS	Matière sèche	%
MM	matière minérale	% MS
NDF	neutral detergent fibre	% MS
OM	Matière organique	% MS
PBM	production de la biomasse microbienne	mg
PCA	principal components analysis	/
PF	facteur de cloisonnement	mg/ml
PNP	phénols non précipitables	g/kg MS
PEG	Polyéthylène glycol	/
PVPP	vinyle polypyrrolidone	/
TEP	Total Extractable phénols	g/kg MS
TIVD	true <i>in vitro</i> digestibility	g/g MS
TCA	tanins condensés attachés	g/kg MS
TCL	tanins condensés libres	g/kg MS
TCT	tanins condensés totaux	g/kg MS
TT	tanins totaux	g/kg MS

Publications et Communications

Boufennara S., Lopez S., Bousseboua H., Bodas R., Bouazza L. 2012. Chemical composition and digestibility of some browse species collected from Algerian arid rangelands. Spanish journal of Agriculture Research. 10 (1), 88-98.

Boufennara S., Bouazza L., Lopez S., Bousseboua H., Bodas R. 2011. Effect of polyethylene glycol addition on gas production parameters and in vitro digestibility of some browse plant species collected from Algerian arid rangelands. Les journées internationales de Biotechnologie, Sousse, Tunisie, 19-22 décembre 2011.

Boufennara S., Bouazza L., Bousseboua H., Lopez S., Bodas R. 2011. Effect of polyethylene glycol addition on methane production from some Algerian browse plant species in an *in vitro* gas system. FAO-CIHEAM Network on Sheep and Goats Sub-Network on Nutrition. 14th International Seminar. 2nd Symposium of LowInputBreeds. Feeding and management strategies to improve livestock productivity, welfare and product quality under climate change Hammamet, Tunisia, 15 – 18 May 2012.

Résumé

Cette thèse avait pour objectifs principaux l'étude de substrats des zones arides et semi arides d'Algérie, à travers plusieurs aspects : 1/ la caractérisation chimique précise de plantes de régions arides et semi arides et de sous produits de l'agronomie saharienne, 2/ l'évaluation de leur potentiel nutritif par la mesure de leur fermentescibilité *in vitro* et *in sacco* par le microbiote ruminal d'ovins en présence et en absence de polyéthylène glycol afin de mettre en exergue le rôle spécifique des tanins ; 3/ L'estimation de l'action anti nutritionnelle de composants phénoliques de ces substrats et leur impact sur l'activité et le profil fermentaire du microbiote ruminal, 4/ l'exploration de la modélisation des profils métaboliques constatés.

Les principaux éléments d'analyse de ce travail (composition chimique, digestibilité *in vitro* et *in sacco*, production de gaz et profil en acides gras volatiles) permettent de classer finalement les plantes étudiées en deux groupes: un groupe de qualité inférieure, comprenant les graminées et les feuilles du palmier dattier et un deuxième groupe, de valeur nutritionnelle intéressante, comprenant les plantes dicotylédones (*A. Gombiformis* et *Artemisia* spp.). *A. gombiformis* et *Artemisia* spp. offrent les profils fermentaires les plus remarquables. Les autres plantes légumineuses, *C. saharae* et *R. raetam*, occupent une position intermédiaire entre les deux groupes, avec une digestibilité, une production de gaz et une production d'acide gras volatiles inférieures par rapport aux plantes dicotylédones. Compte tenu des résultats obtenus pour les pédicelles, en termes de digestibilité, de production de gaz et d'acides gras volatiles, Cette fraction peut être considérée comme un substrat de qualité, au potentiel de valorisation certain en production animale.

La mesure de l'impact des tanins sur l'activité métabolique du microbiote ruminal est mesurée par la différence constatée par des essais, comparatifs de cultures avec et sans polyéthylène glycol (PEG). Le constat est que les tanins influencent et à différents degrés la digestibilité, la production du méthane et du de gaz total. Par ailleurs, les résultats obtenus montrent bien que l'addition du PEG ne s'accompagne pas toujours de l'augmentation de la digestibilité et de la production du pool de gaz totaux. L'augmentation de la production de méthane en présence de PEG est fortement corrélée, positivement et significativement, aux tanins condensés libres et totaux. Les résultats obtenus suggèrent que le test des tanins couplé à la production de gaz peut être utilisé pour identifier des substrats à potentiel d'activités anti-méthanogènes. De plus, ces résultats peuvent s'expliquer probablement par la capacité limitée du PEG à inhiber complètement les effets des tanins qui dépendent principalement et à la fois de leur stéréochimie et de leur structure. Cette étude confirme que l'emploi du PEG combiné à la technique de production de gaz *in vitro* d'une part, et la mesure des digestibilités *in vitro* et les essais *in situ*, d'autre part, peuvent être un moyen simple et rapide pour le classement préliminaires des fourrages collectées dans les zones arides, en fonction de leur potentiel nutritionnel. Ces méthodes peu coûteuses, constituent des outils très intéressants pour la détection des composés phénoliques et leur impact sur le processus de la digestion animale.

L'essai de modélisation a concerné le modèle d'Orskov et le modèle de France. La modélisation faite à partir de la base de données constituée par la production de gaz à plusieurs points cinétiques a donné des résultats convergents sans lag time (L) pour les deux modèles et les vitesses de dégradations déduites à partir des deux modèles sont sensiblement similaires. La validité des modèles estimée par l'examen des paramètres statistiques des deux modèles sont acceptables avec une meilleure précision pour le modèle de France.

Abstract

This thesis aims to studies Algerian forages in different aspects: 1/ exact chemical characterization of plants from arid, semi arid zone and sub products of desert agronomy, 2/evaluation of nutritive value by the assessment *in vitro* and *in situ* fermentation by sheep ruminal micro flora in presence and absence of polyethylene glycol (PEG), in order to identify the specific role of tannins, 3/ estimation of the action of phenolics compounds and their impact on profile fermentation process, 4/exploration of fitting data by several proposal models.

The principal components analysis clustered the studied species in two groups according to their nutritive value (considering jointly all the measures of chemical composition, digestibility and volatiles fatty acids): one including the poor-quality grasses, including sub-products of palm trees and another one including the most digestible dicot species (*A. gombiformis* and *Artemisia* spp.). Grasses examined in the present study were, at the time plants were sampled, of low nutritive value, highly fibrous and with low CP content and digestibility. On the contrary, *A. gombiformis* and *Artemisia* spp. were the most digestible species and with highest CP content, showing an interesting potential as fodder resources for small ruminants during this time of the year. The leguminosae species *C. saharae* and *R. raetam* were intermediate between both clusters, with higher NDF and lower digestibility than the dicot species included in the high-quality group. The shrub *A. halimus* was close to the group of most digestible dicots, but differed slightly probably due to the lower gas production volumes observed with this plant species. With high digestibility and low gas production, fermentation efficiency would be greater with this shrub species than with any other species.

The impact of metabolic tannins activity was measured by differences recorded in batch culture with and without PEG. This studies shows that the digestibility and methane production was affected differently by tannins. The percentage increase in gas production as result of the blocking effect of PEG on tannins would be an indicator of the biological activity of tannins on rumen microbial fermentation. However, the addition of PEG provoke an increase of bacterial biomass for shrubs rich on tannins and affect differently the partition factor, depending on the nature of plant species, chemical composition and phenolics concentrations. In presence of PEG, the strongest correlation was between total condensed tannins and methane increase response to the addition of polyethylene glycol, suggesting that tannin compounds appeared to be useful to identify plants possessing antimethanogenic activity. Therefore, the results have limited applicability for predicting the activity of tannins. Nevertheless, PEG is considered to specifically bind tannins, and its use in the *in vitro* rumen assay is a better representation of tannin activity under rumen conditions.

Gas productions data recorded at different incubation times were used to evaluate the suitability of various mathematical equations to fit the profiles and provide the accurate values of degradation attributes. The choice of mathematical models used in these studies concern Orskov and France model without lag time (L). Both models were fitted without major problems and the rates of the degradation estimated were almost similar. The validity of models estimated by considering the statics parameters gives a better precision and advantage to France model.

الخلاصة

إهتمت هذه الأطروحة بدراسة النباتات المنتشرة في المناطق القاحلة والشبه القاحلة من خلال عدة جوانب :

- 1/ تحديد المكونات الكيميائية للنباتات الصحراوية وكذلك فضلات الزراعة الصحراوية.
- 2/ تقييم إمكاناتها الغذائية عن طريق قياس التخمر في التجارب المخبرية باستعمال جراثيم كرش الأغنام في وجود وعدم وجود البولي إيثيلين الجليركول "polyéthylène glycol" من أجل تسليط الضوء على دور مواد العفص (tanins).
- 3/ تقييم نشاط المواد المضادة للتغذية لهاته النباتات ومحاولة معرفة اثارها على النشاط الغذائي ونتائج التخمر.
- 4/ استعمال بعض النماذج الرياضية التي تعبر عن النشاط الغذائي.

إن دراسة آثار الحفص على نشاط الأبييض لجراثيم الكرش بقياس الفرق بوجود وعدم وجود (PEG) و النتيجة المتحصل عليها هي أن مواد العفص تؤثر بدرجات مختلفة على إنتاج غاز الميثان والغاز الكلي . علاوة على ذلك ، فقد بينت النتائج إن إضافة (PEG) لا تصاحب دائما الزيادة في الهضم و إنتاج الغاز. إن الزيادة في إنتاج غاز الميثان في وجود (PEG) مرتبطة إيجابيا وبقوة مع العفص الكلي والمكثف .النتائج المتحصل عليها تشير أن تجارب إنتاج الغاز مع الأخذ بعين الاعتبار مواد العفص، قد تكون أداة فعالة لتحديد النباتات المؤهلة لمكافحة نشاط الميثان . علاوة على ذلك ، هاته النتائج يمكن شرحها من خلال احتمال قدرة (PEG) المحددة للحد و صد اثار مواد العفص والتي تعتمد بشكل أساسي على بنيتها الكيميائية أو الفراغية . عوامل أخرى قد تتدخل بشكل كبير في الحد من درجة التخمر في المختبر فيما يخص مواد العفص ، خاصة الكمية المحددة من النيتروجين الحر في الكرش ، وارتفاع نسبة جدار خلايا النباتات. علاوة على ذلك، فإن إضافة (PEG) يسبب إضافة في الكتلة الحيوية للبكتيريا بالنسبة للنباتات التي تحتوي على مواد العفص بدرجات عالية وهو يتوقف على طبيعة الأعلاف وخصوصية التركيب الكيميائي ومحتوى الفينولة. هذه الدراسة تؤكد أن استخدام (PEG) مع تقنية إنتاج الغاز في المخبر وقياس نسب الهضم من ناحية أخرى يمكن أن تكون طريقة سريعة وسهلة في الترتيب الأولي للنباتات والأعلاف التي تم جمعها في المناطق القاحلة ، وفقا لقدراتها في مجال التغذية والإنتاج الحيواني . هذه الأساليب الغير مكلفة هي أدوات سهلة ومهمة جدا للكشف عن المركبات الفينولية وتأثيرها على عملية الهضم الحيواني .

النماذج الرياضية المستعملة في هاته الدراسة ، خصت نموذج " Orskov " ونموذج " France " . عملية استخدام النماذج الرياضية انطلاقا من معطيات إنتاج الغاز عند أوقات مختلفة ، مكنت من الحصول على نتائج مقبولة بدون (Lag time) وسرعات الهضم من كلا النماذج الرياضية تعتبر متقاربة . إن اختبار المعايير الإحصائية لكلا النموذجين مقبولين ولكن مع أفضلية فيما يخص الدقة بالنسبة إلى نموذج "France" .

Les ruminants sont les seuls animaux capables de valoriser l'énergie des végétaux, mobilisée dans leurs composés celluloseux. Pour cela, ils dépendent entièrement de l'activité métabolique de leur microbiote digestif, implanté essentiellement dans le rumen. Car à l'instar des autres mammifères, ils ne possèdent pas d'enzymes digestives capables de digérer la cellulose. La valeur nutritive des aliments des ruminants est classiquement déterminée par la teneur de ces composés chimiques, ainsi que par leur vitesse et l'ampleur de leur dégradation, qui se manifestent par production de gaz ou d'autres métabolites fermentaires (Getachew et *al.*, 1998a). Les méthodes de base, devenues une référence, pour évaluer cette activité métabolique sont les études de digestibilité *in vivo* et/ou *in sacco*. Elles reproduisent significativement le processus de dégradation entier, digestion et absorption des aliments, dans le tractus digestif de l'animal.

En Algérie, l'absence de stratégie de gestion des parcours en zones arides et le surpâturage ont engendré une baisse de la production fourragère de façon continue. Ainsi, le taux de satisfaction des besoins alimentaires du bétail par la production fourragère locale est passé de 70% en 1978 à 40% en 1986, ce taux se maintient jusqu'en 1996 (Houmani, 1997).

L'élevage des ruminants constitue un réel enjeu en matière de développement. En effet, les ruminants permettent de transformer des biomasses végétales très diversifiées, notamment les matières fibreuses, en protéines animales. Le développement de l'élevage des ruminants en zone semi-aride ou aride fait appel à différentes sciences (nutrition, reproduction, génétique, santé) conduites parallèlement, de façon intégrée dans un système d'élevage. Les conditions spécifiques du milieu (température, taux d'humidité, pathologies, qualité des fourrages...) sont difficiles et limitent les performances individuelles (production de lait et de viande), d'où de nombreux travaux avec plusieurs approches pour contourner et limiter ces contraintes objectives. L'approche la plus classique porte sur l'amélioration de la qualité de la ration de base. En effet, la faible valeur nutritionnelle des fourrages disponibles est un des principaux facteurs limitant de la productivité animale et divers travaux ont été réalisés afin d'améliorer (Longuo et *al.*, 1989). L'amélioration de la digestibilité et de l'ingestibilité des fourrages, par des traitements physico-chimiques fut aussi étudiée (Kayouli, 1994). Cependant, l'ingestibilité de ces fourrages, leur valeur protéique et énergétique, demeurent inférieurs à ceux des fourrages des zones tempérées.

Les tanins sont impliqués dans l'adaptation des plantes à leur environnement. Ils participent à leur défense contre les herbivores et les agents pathogènes, la régulation de la symbiose, le contrôle de la germination des graines et l'inhibition chimique de la concurrence

des espèces végétales (allélopathie). Ils sont donc considérés comme étant une partie intégrante des interactions des espèces dans les communautés végétales et animales. Ce sont des molécules naturellement synthétisées par les plantes, en réponse aux différents stress abiotiques et biotiques (Frutos et *al.*, 2002 ; Sliwinski et *al.*, 2002). Ils sont présents approximativement dans 80% des plantes ligneuses et dans 15% des plantes herbacées. Les effets des tanins sur la digestibilité de la ration alimentaire des ruminants dépendent essentiellement des interactions établies entre les tanins et les composants des aliments. De plus, les tanins peuvent influencer directement le microbiote ruminal et l'activité enzymatique (Mc Sweeney et *al.*, 2001). Cette activité anti nutritive varie entre les espèces fourragères, en fonction de leur teneur en tanins (Rubanza et *al.*, 2005), de la nature et de la structure des tanins (Dalzell and Kerven, 1998), du degré de leur polymérisation (Shofield et *al.*, 2001), de leur stéréospécificité aux protéines (Frazier et *al.*, 2003).

Dans ce travail, nous nous sommes intéressés à évaluer la valeur nutritive des fourrages collectés de parcours des régions arides d'Algérie, par la détermination de leur composition chimique, l'estimation de l'activité métabolique du microbiote ruminal d'ovins à leur égard, *in vitro* et *in situ*. Les plantes testées sont des fourrages utilisés dans l'alimentation du bétail local : *Atriplex halimus*, *Artemisia campestris*, *Artemisia herba-alba*, *Astragalus gombiformis*, *Calobota saharae*, *Retama raetam*, *Stipagrostis pungens*, *Lygeum spartum*, *Stipa tenacissima* et de deux sous produits du palmier dattier : les palmes sèches et les pédicelles. Le but est d'évaluer la possibilité de leur utilisation comme constituant des rations alimentaires et de sélectionner les plantes fourragères les plus intéressantes sur le plan nutritionnel.

Cette étude s'intéresse également à l'évaluation des effets nuisibles des tannins sur les aliments en termes de digestibilité, de production de gaz et de méthane, par action du polyéthylène glycol.

La dernière partie de cette thèse se consacre à employer des modèles mathématiques pour la simulation des processus de fermentation et la détermination des paramètres cinétiques. Il est à noter que cette thèse est la première en Algérie qui traite ce sujet car, l'examen de la bibliographie montre que seul le modèle d'Orskov a été employé. Justement, et à cause de l'incapacité de ce modèle à donner des résultats satisfaisant, nous avons testé un nouveau modèle non encore utilisé pour la prédiction et la simulation des paramètres cinétiques de fermentation pour les fourrages testés.

1. Données sur les ressources fourragères en Algérie

L'alimentation constitue incontestablement l'une des contraintes majeures à l'essor de l'élevage en Algérie, qui accuse un déficit important pour la production animale. Un examen de la structure du bilan fourrager en Algérie se situe à moins de 80% pour une offre estimée à 8 milliard d'unités fourragères (UF) en 2001 (Adem and Fahey, 2002).

Tableau 1. Ressources fourragères en Algérie (Ziani, 2002).

<i>Sources fourragères</i>	<i>Superficie (ha)</i>	<i>Productivité (UF/ha)</i>	<i>Observations</i>
Parcours steppiques	15 à 10 millions	100	Plus au moins dégradés
Forets	> 3 millions	150	-
Chaumes de céréales	< 3 millions	300	Exige amélioration de la qualité
Jachères pâturées	< 2 millions	250	Nécessité d'orienter la végétation
Fourrages cultivés	< 0.5 millions	1000 à 2000	Orge, luzerne, trèfle, sorgho, avoine, vesce avoine
Prairies permanentes	< 0.3 millions	-	Nécessité d'une prise en charge

Ainsi, le recours à la valorisation des ressources fourragères marginalisées et la recherche de sources alternatives susceptibles de combler ce déficit semblent un moyen palliatif pour endiguer ce problème.

En Algérie, la prise en compte de la production de fourrage est peu considérée, que ce soit sur le plan des surfaces ou sur le plan de la diversité et de la production. Ce potentiel fourrager est structuré autour de quatre catégories, comme le montre le tableau 2.

Les fourrages cultivés sont essentiellement constitués de fourrages secs (2/3 environ des surfaces fourragères). Par contre, la part des fourrage verts est faible (1/3). Elle est principalement composée de céréales. Les légumineuses occupent seulement 4,5% de la surface fourragère verte. En matière de superficie, les fourrages cultivés n'occupent que 8,4% de la surface agricole utile (SAU). Les fourrages secs représentent 78,1% des fourrages cultivés et la jachère pâturée occupe 76,5% de la surface totale des fourrages naturels (Tableau 1).

Tableau 2. Répartition des aires destinées à l'alimentation du cheptel (Ziani, 2002).

Zones	Structure des superficies fourragères (ha)				
	Fourrage cultivé	Jachère	Prairies naturelles	Pacages et parcours	Chaumes et pailles
Tell	340226	1552773	31335	1491675	2658009
Montagne	28534	293422	10555	527400	237329
Steppe	55565	647122	170	12279372	748699
Sud	6125	15713	0	17353552	15533
Total	430450	2509030	42060	31652000	3659570

2. Composition chimique des fourrages

2.1. Les parois végétales

Les parois Végétales représentent de 30 à 80% de la matière sèche de l'appareil végétatif des plantes fourragères, elles constituent la principale source d'énergie du ruminant. Elles sont constituées par une armature micro fibrillaire de cellulose incluse dans une matrice amorphe de composition variable en hémicelluloses, pectines, lignine et protéines. Ces différentes macromolécules sont étroitement liées en un réseau dont la cohésion est assurée aussi bien par des liaisons hydrogène que par des liaisons ioniques ou covalentes. Dans cet ensemble hétérogène, la fraction glucidique est majoritaire. La paroi d'une cellule jeune est un réseau très hydrophile (60 à 80% de matière fraîche).

2.2. Les principaux constituants pariétaux

➤ La cellulose

La cellulose est la molécule organique la plus abondante de la planète. Elle joue un rôle de soutien et constitue en moyenne 45% des parois des plantes fourragères, un peu moins dans la paroi primaire et un peu plus dans la paroi secondaire. La cellulose est une macromolécule stéréo régulière, formée de maillons de D-glucose (configuration chaise) liés par un seul type de liaison glycosidiques : β 1-4. L'unité de base est un diholoside formé de deux unités glucose : le cellobiose (Figure 1). Ce motif se répète en un nombre très grand. Le degré de polymérisation n'est pas établi avec précision, il est estimé entre 10.000 et 25.000 unités glucose. Cette polymérisation est plus élevée dans la paroi secondaire que dans la paroi primaire (Mc Neil et *al.*, 1984; Lam et *al.*, 1990).

Des études de diffraction des rayons X ont montré que la liaison β 1-4 n'est pas plane. Ainsi, des liaisons hydrogène intramoléculaires peuvent s'établir entre l'oxygène 5 et l'oxygène 3 de deux maillons successifs, donnant à la chaîne de D-glucose une forme d'hélice à pas très large (Figure 2). Ces liaisons intramoléculaires stabilisent la forme en rubans de la chaîne et lui confèrent une certaine rigidité. De plus, des liaisons hydrogène intermoléculaires s'établissent entre les chaînes β 1-4 D-glucose pour donner des entités de base, des microfibrilles élémentaires mesurant de 20 à 25 nm de largeur et de 5 à 10 nm d'épaisseur (Barnoud, 1980). Ces microfibrilles se rassemblent à leur tour pour former des fibrilles puis des fibres, favorisant ainsi l'organisation en domaines cristallins de grande taille. Le degré de cristallinité s'accroît avec la maturité de la cellule et il est beaucoup plus élevé dans la paroi secondaire (40 à 70%) que dans la paroi primaire (20 à 30%) (Mc Neil et al., 1984; Lam et al., 1990). Les microfibrilles de cellulose se déposent en strates concentriques parallèles à la surface cellulaire. Cette structure semble être un élément défavorable à la dégradation enzymatique en limitant les pénétrations des molécules d'eau et des enzymes (Weimer et al., 1990; Carpita and Gibeaut, 1993).

➤ **Les hémicelluloses**

Elles sont des polysides non cellulosiques et non pectiques de la paroi. Comparativement à la cellulose, les hémicelluloses sont des polymères de plus faible degré de polymérisation, plus ou moins ramifiées. Les parois légumineuses contiennent beaucoup moins d'hémicelluloses que les graminées (Besle et al., 1994; Jarrige et al., 1995). Les hémicelluloses ont un rôle important dans la flexibilité et la plasticité de la paroi cellulaire. Leur teneur décroît de la paroi primaire à la paroi secondaire.

Les principaux oses qui entrent dans la constitution des hémicelluloses sont l'arabinose et le xylose, le glucose et le galactose et le mannose, les acides glucuroniques et le 4-O-méthylglucuroniques (Figure 3).

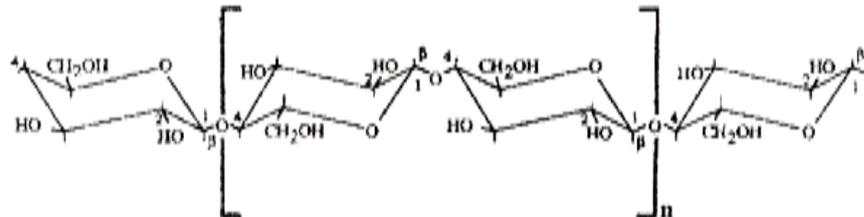


Figure 1. Structure de la cellulose (Barnoud, 1980)

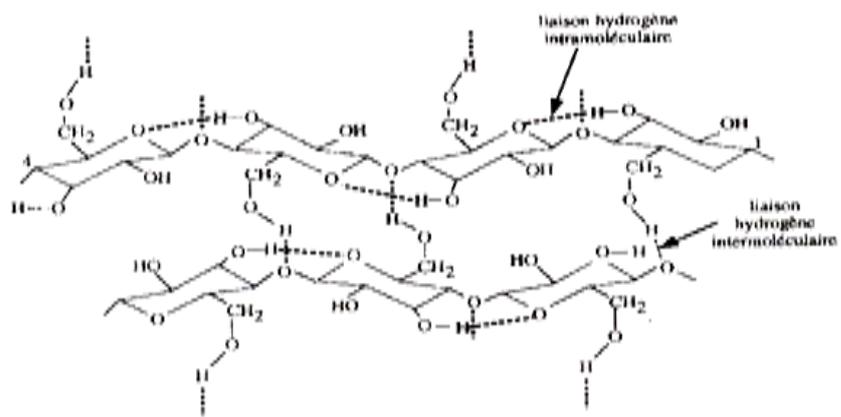
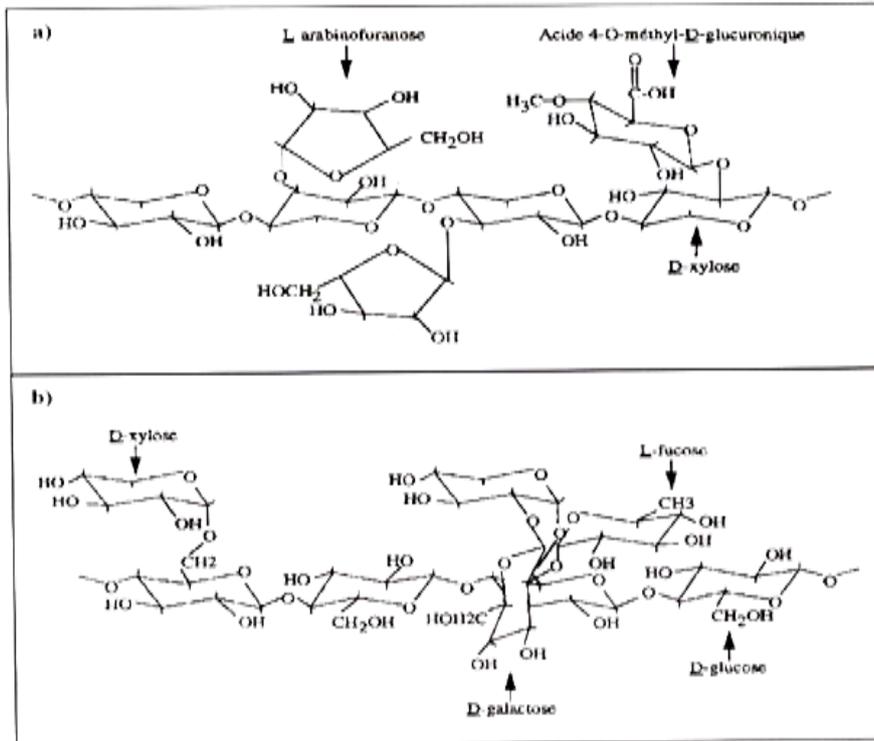


Figure 2. Liaisons établies entre les molécules de glucose dans la cellulose (Hatfield, 1993)



3. Figure 3. Structure d'un 4-O-méthylglucuronarabinoxylane (a) et des xyloglucanes (b) (Carpita and Gibeaut, 1993).

➤ Les pectines

La matière sèche des légumineuses fourragères contient de 6 à 10% de pectines, au lieu de 1 à 3% pour les graminées (Bourquin and Fahey, 1994; Jarrige *et al.*, 1995). Elles sont essentiellement présentes dans la lamelle moyenne et, à un degré moindre, dans la paroi primaire (Martens *et al.*, 1988). Les pectines sont le constituant principal des parois primaires des dicotylédones (Aman, 1993) où elles agissent comme un ciment entre les cellules et les différents constituants pariétaux. Elles sont présentes sous forme neutre ou acide.

Les pectines neutres sont localisées au niveau de la paroi primaire. Elles se composent de galactanes, d'arabinanes dont principalement les arabinogalactones. Les pectines acides possèdent un squelette formé d'acide d'unités D -galacturonique, liés en α 1 -4. Cette chaîne constitue l'acide polygalacturonique. Elles peuvent être homogènes, on parle alors de homogalacturonanes. En réalité, elles ont une structure plus complexe. Les plus importants d'entre eux sont les rhamnogalacturonanes, principalement branchés sur les unités rhamnose, de courtes chaînes latérales comprenant plusieurs unités de D-galactose, de L-arabinofuranose et plus rarement de D-xylopyranose. Les pectines des légumineuses sont constituées par l'acide galacturonique, le rhamnose, le galactose et l'arabinose (Jung and Buxton, 1994).

2.3. Les constituants azotés

Les constituants azotés se trouvent sous forme protéique, essentiellement dans les cellules chlorophylliennes et sous forme non protéique dans les vacuoles de la cellule végétale. Les limbes des graminées et les feuilles des légumineuses sont plus riches en matières azotées que les tiges (Demarquilly, 1986).

➤ Les constituants azotés protéiques

Ils représentent de 75 à 85 % de l'azote total. Ils proviennent en grande partie des chloroplastes (55 à 65%) et du cytoplasme (15 à 35 %). Les protéines insolubles peuvent constituer jusqu'à 50% des protéines des feuilles.

➤ Les constituants azotés non protéiques

Ils sont essentiellement abondants dans les vacuoles, les tissus conducteurs de l'appareil végétatif et les racines. Sur le plan chimique, ils représentent la fraction soluble dans l'éthanol (Jarrige, 1980). Les constituants azotés protéiques représentent 15 à 25% de l'azote des fourrages verts. Ils diffusent très vite dans le rumen, sont rapidement dégradés en ammoniac et ne sont utilisables par les ruminants qu'une fois transformés en protéines microbiennes (Jouany, 1994a).

2.4. Les constituants phénoliques

➤ Les lignines

Les lignines sont responsables de la rigidité des végétaux, de la conduction des solutés et de la résistance face aux agents pathogènes. Ils ont aussi, une action inhibitrice vis-à-vis à la dégradation des polysides pariétaux dans le rumen (Jung and Deetz, 1993).

Les lignines sont des polymères phénoliques tridimensionnels, structurés en réseau. Elles proviennent de la copolymérisation de trois alcools hydroxycinnamiques : l'alcool p-coumarique, l'alcool coniférylique et l'alcool sinapylique, auxquels correspondent les noyaux (H), gaiacyle (G) et syringyl (S) qui comportent respectivement 0,1, 2 groupements méthoxyl.

La teneur en lignine est plus élevée dans la matière sèche des tiges que dans celle des feuilles, tant chez les graminées que chez les légumineuses (Bourquin et Fahey, 1994). Au sein de la paroi végétale, la teneur en lignine diminue depuis la lamelle moyenne jusqu'à la paroi secondaire (Wilson, 1994). Chez les graminées, la lignification augmente fortement à certaines périodes de croissance de la plante (Ballet, 1989). A l'inverse, les parois des légumineuses ont une teneur en lignines qui évolue peu au cours de la croissance (Buxton et Russel, 1988; Martens et al. 1988).

➤ Les acides phénoliques

La paroi végétale est également constituée de composés phénoliques de faible poids moléculaire (PM) qui sont les acides phénoliques : acide p-coumarique, acide férulique et acide diférulique (Jung, 1989). Ces composés peuvent être extraits par les alcalins ou bien par voie enzymatique cellulolique. Le type d'acide phénolique présent dans les parois peut influencer la qualité des fourrages. L'acide p-coumarique, qui est le plus toxique, est le plus étroitement lié à la partie non dégradable du végétal (Kondo et *al.*, 1990; Jung and Bruxton, 1994). Les acides phénoliques sont des produits de l'oxydation des alcools correspondants et à ce titre ils peuvent intervenir dans la biosynthèse des lignines, ils représentent des sites d'initiation de la lignification.

2.5. Les tanins

2.5.1. Nature, mécanisme d'action, et effets biologiques

Les métabolites secondaires des plantes sont un groupe diversifié de molécules, impliquées dans l'adaptation des plantes à leur environnement mais ils ne font pas partie des voies biochimiques primaires de la croissance cellulaire et de la reproduction. En général, les termes composés secondaires, composés phytochimiques, facteurs antinutritionnels ont été utilisés dans la littérature pour désigner ce groupe de composés. Il y a ainsi plus de 24.000 structures chimiques, y compris de nombreux composés qui ont des effets antinutritionnels et toxiques. Ce nombre n'inclut pas les composés oligomères, poly phénoliques (proanthocyanidines et les tanins hydrolysables), capables d'augmenter ce nombre de plusieurs milliers. Ces composés sont impliqués dans l'adaptation des plantes à leur environnement. Ils participent à leur défense contre les herbivores et les agents pathogènes, la régulation de la symbiose, le contrôle de la germination des graines et l'inhibition chimique de la concurrence des espèces végétales (allélopathie). Ils sont donc considérés comme étant une partie intégrante des interactions des espèces dans les communautés végétales et animales.

La plupart des recherches sur les métabolites secondaires végétaux se sont concentrées sur leurs effets toxiques et antinutritionnels. Les métabolites secondaires des plantes toxiques sont présents dans les plantes à de faibles concentrations, généralement moins de 2% de la matière sèche. Quand ils sont absorbés par l'animal, ils peuvent avoir des effets négatifs physiologiques, notamment des problèmes neurologiques, des problèmes de reproduction, voire la gangrène et la mort. Des concentrations plus élevées (> 2% de matière sèche) de ces composés sont nécessaires pour provoquer des effets négatifs, leur site principal d'activité est situé dans le tube digestif où les organes sensoriels sont associés au comportement alimentaire. Ces métabolites secondaires végétaux sont des tanins, des protéases et des inhibiteurs de l'amylase, composés au rôle structurel dans la plante.

Les tanins sont des molécules naturellement synthétisées par les plantes, en réponse aux différents stress abiotiques et biotiques (Frutos et *al.*, 2002 ; Sliwinski et *al.*, 2002). Ils sont présents approximativement dans 80% des plantes ligneuses et dans 15% des plantes herbacées. Les tanins sont des composés polyphénoliques qui sont classés en deux grands groupes: (1) tannins hydrolysables, composés d'un noyau central de glucides auquel des acides carboxyliques phénoliques sont liés par liaison esters (Figure 4 et 5) et les tanins condensés ou proanthocyanidines, constitués d'oligomères de deux ou plusieurs flavan-3-ols, tels que la

catéchine, l'épicatéchine, ou le gallocatéchine (Figure 7). Les tanins ont une très haute affinité pour les protéines et forment des complexes protéines- tanins. L'ingestion d'une plante contenant des tannins condensés diminue l'utilisation des nutriments et les protéines peuvent être affectées dans une grande mesure, diminuant de ce fait la prise alimentaire. D'autre part, les tanins hydrolysables sont potentiellement toxiques pour les animaux. La consommation d'aliments contenant des niveaux élevés de tanins hydrolysables provoque une toxicité hépatique et rénale et peut entraîner la mort de certains animaux.

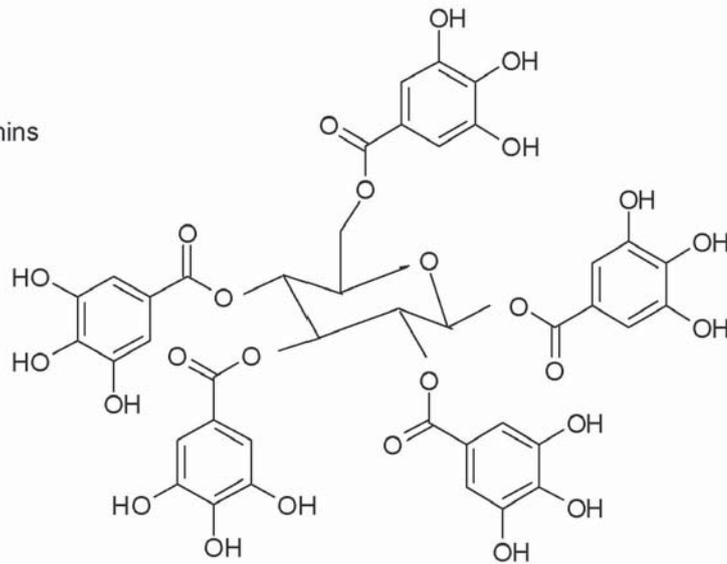
Les méthodes d'analyse des tanins sont généralement classées en deux groupes: les méthodes chimiques et les méthodes de précipitation des protéines. Les tanins ont un poids moléculaire variant entre 500 et 3000 Da et de complexité variable (Makkar, 1995a; Aganga and Mosase, 2001). Leurs fonctions hydroxyles multiples permettent la formation de complexes, en premier lieu avec les protéines et à moindre degré avec les ions métalliques, les acides aminés et les polysaccharides. De ce fait, leur présence dans la plupart des plantes fourragères limite leur utilisation par les ruminants et diminue, par conséquent, la productivité animale (Makkar, 2003).

2.5.2. Effets des tanins sur l'activité métabolique ruminale

Les effets des tanins sur la digestibilité de la ration alimentaire des ruminants dépendent essentiellement des interactions établies entre les tanins et les composants des aliments. De plus, les tanins peuvent influencer directement le microbiote ruminal et l'activité enzymatique (Mc Sweeney et *al.*, 2001). Cette activité anti nutritive varie entre les espèces fourragères, en fonction de leur teneur en tanins (Rubanza et *al.*, 2005), de la nature et de la structure des tanins (Dalzell and Kerven, 1998), du degré de leur polymérisation (Shofield et *al.*, 2001), de leur stéréospécificité aux protéines (Frazier et *al.*, 2003).

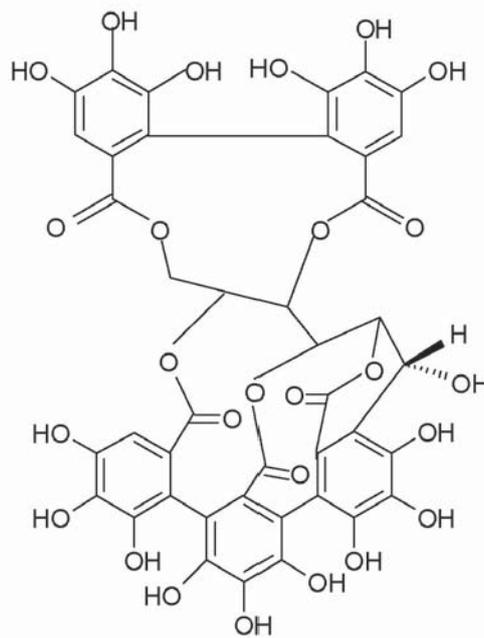
En plus de leur affinité avec les protéines, les tanins peuvent interagir avec de nombreux types de molécules, incluant les glucides, les enzymes et les polymères synthétiques tels que le polyéthylène glycol et le polyvinyle pyrrolidone.

1. Gallotannins



Pentagalloyl glucose (β -1,2,3,4,6-pentagalloyl-O-D-glucopyranose)

2. Ellagitannins



Castalagin

Figure 4. Structure des tanins hydrolysables

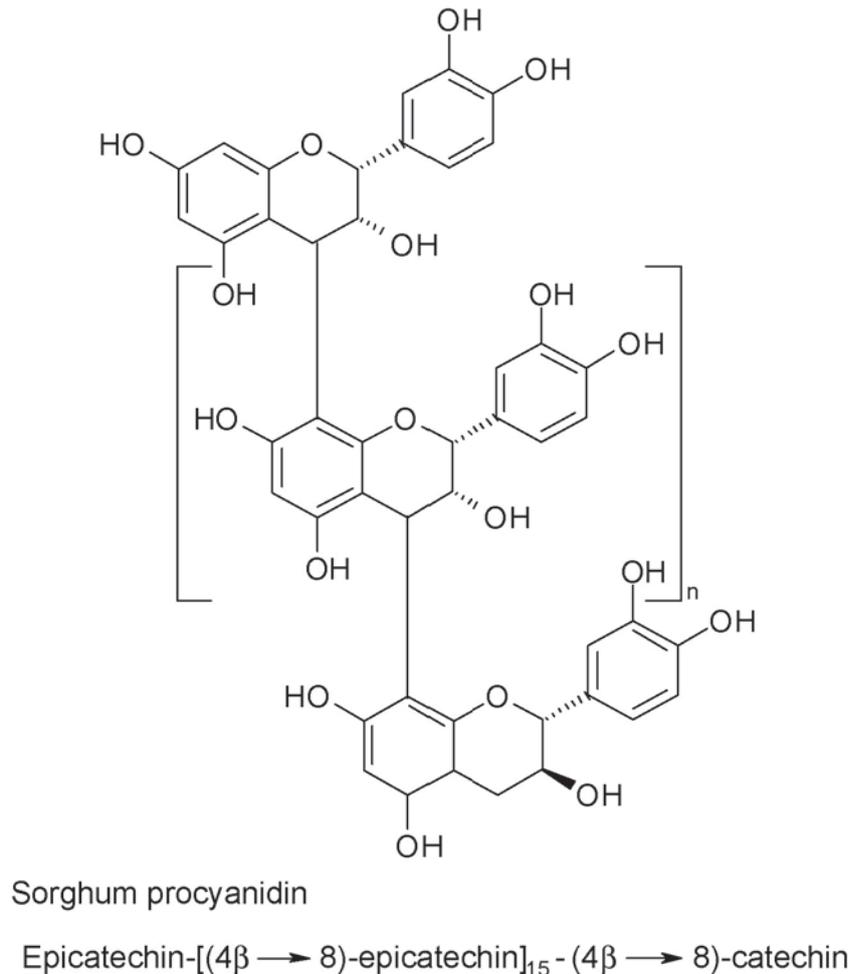


Figure 5. Structure des tanins condensés

Les interactions tanins protéines sont très spécifiques et provoquent la précipitation des protéines. Pour se complexer fortement aux tanins, les protéines doivent avoir un poids moléculaire élevé, une structure tertiaire ouverte et flexible et surtout être riche en proline (Dalzell and Kerven, 1998). Les liaisons hydrogène favorisent les interactions tanins protéines, alors que les liaisons ioniques et covalentes sont moins impliquées.

Les composés phénoliques, en particulier les tanins condensés, exercent une action inhibitrice sur la croissance microorganisme du rumen (Mc Sweeney et *al.*, 2001). Trois mécanismes d'action des tanins sont proposés :

- Les tanins ont la capacité d'inhiber les enzymes extracellulaires secrétées par les bactéries ou les privent des substrats. Ainsi, l'activité de l'endoglucanase de *Fibrobacter succinogenes* est inhibée *in vitro* par les tanins condensés de *Lotus corniculatus* (Makkar, 2003).

- Les tanins agissent sur la membrane cellulaire des bactéries. Leur effet antimicrobien peut être dû à leur liaison aux protéines des pores de la paroi cellulaire, altérant de ce fait les mécanismes de transport des molécules. Ils peuvent également pénétrer (tanins à faible PM) à travers les pores de la paroi cellulaire externe et désactiver les perméases du périplasme impliquées dans le transport des acides aminés et des glucides (Leinmuller et *al.*, 1991).
- Ils peuvent se lier aux minéraux et perturber ainsi l'absorption des ces oligoéléments indispensables à la croissance des bactéries, en ce combinant par exemple aux ions calcium entrant dans la structure du glycocalyx et du peptidoglycane. Les tanins affectent aussi la perméabilité de la paroi bactérienne et bloquent les sites de fixation des bactéries cellulolytiques (Guimares-Beelen et *al.*, 2006).

3. Digestion des fourrages chez les ruminants

Les différents composants de la ration sont réduits en petites particules, lors de la mastication ingestive qui est suivie d'une mastication mérycique. Cette réduction de la taille des particules contribue à augmenter leur surface spécifique pour leur meilleure dégradation par l'action des enzymes (Poppi et *al.*, 1990). C'est la mastication mérycique qui permet la vidange du rumen et cette activité est accrue par la dégradation enzymatique ruminale (Jarrige, 1988).

Le système digestif des ruminants, hormis la bouche, a la particularité d'être composé de trois compartiments en amont de l'estomac fonctionnel (caillette), qui sont le rumen, le réseau (réticulum) et le feuillet (omasum) (Jarrige, 1988) (Figure 6). Ces différents dispositifs anatomiques ralentissent le passage des particules alimentaires au travers du tractus digestif et augmentent ainsi leur temps de séjour (Wallace, 1991). Elles y subissent une dégradation mécanique (mastication, contractions digestives) et une dégradation chimique (enzymes microbiennes du rumen).

Le rumen est le compartiment le plus volumineux puisqu'il peut contenir de 70 à 75% du volume total de l'appareil digestif. La majeure partie des constituants digestibles de la ration est dégradée dans le rumen. La part de la dégradation ruminale des protéines, dans la digestion totale, varie de 70 à 85% et celle de la cellulose varie de 80 à 90%. Celle des hémicelluloses est inférieure, tandis que la lignine est indigestible (Jarrige, 1978 ; Arhab, 2006).

3.1. Les différents microorganismes du rumen

Les ruminants sont les meilleurs transformateurs de la biomasse végétale parmi les animaux domestiques. Ils utilisent très efficacement les glucides des parois végétales, grâce à la présence d'un écosystème microbien ruminal performant. Le rumen constitue un écosystème anaérobie strict qui fonctionne sur le mode d'un fermenteur continu. Ses conditions de milieu favorisent le développement d'une microflore et d'une microfaune extrêmement importantes et diversifiées.

Quatre types de microorganismes coexistent chez tous les ruminants domestiques ou sauvages : les bactéries, les archaébactéries, les protozoaires et les champignons, l'ensemble de ces microorganismes étant anaérobies strictes.

3.1.1. Les bactéries

Les bactéries du rumen représentent la moitié de la biomasse microbienne. Elles constituent l'ensemble le plus diversifié (plus de 350 espèces jusque là recensées), leurs concentrations varient de 10^{10} à 10^{11} cellules/ml (Fonty et *al.*, 1995). De nouvelles techniques de biologie moléculaire ont émergé ces dernières années, elles permettent la caractérisation fiable et rapide des espèces, en complément des techniques classiques de dénombrement et de culture en anaérobiose (Cheng et *al.*, 1991). Ainsi le séquençage des acides nucléiques, et notamment de l'ARN ribosomal (16S) contribue très significativement à améliorer la caractérisation des espèces bactériennes.

La colonisation du tractus digestif des ruminants par les bactéries est rapide. Ainsi dès l'âge d'un jour, les premières bactéries apparaissent : *Escherichia coli*, streptocoques. Les bactéries cellulolytiques apparaissent à 4 jours chez 75 % des jeunes ruminants (Fonty et *al.*, 1987). Les trois principales espèces bactériennes cellulolytiques sont : *Fibrobacter succinogenes*, *Ruminococcus albus* et *Ruminococcus flavefaciens*. Elles sont présentes à des populations variant de 10^8 à 10^9 cellules/ml (Coleman, 1979). Les différentes bactéries ne sont pas distribuées de façon homogène dans le contenu ruminal, comme le suggère la stratification des *digesta* du rumen (Fonty et *al.*, 1995). Ainsi les bactéries associées à la phase solide du rumen, bactéries solidement adhérentes aux particules alimentaires, sont plus abondantes (50 – 75% des bactéries) que les bactéries faiblement associées ou libres dans la phase liquide (Cheng et *al.*, 1991).

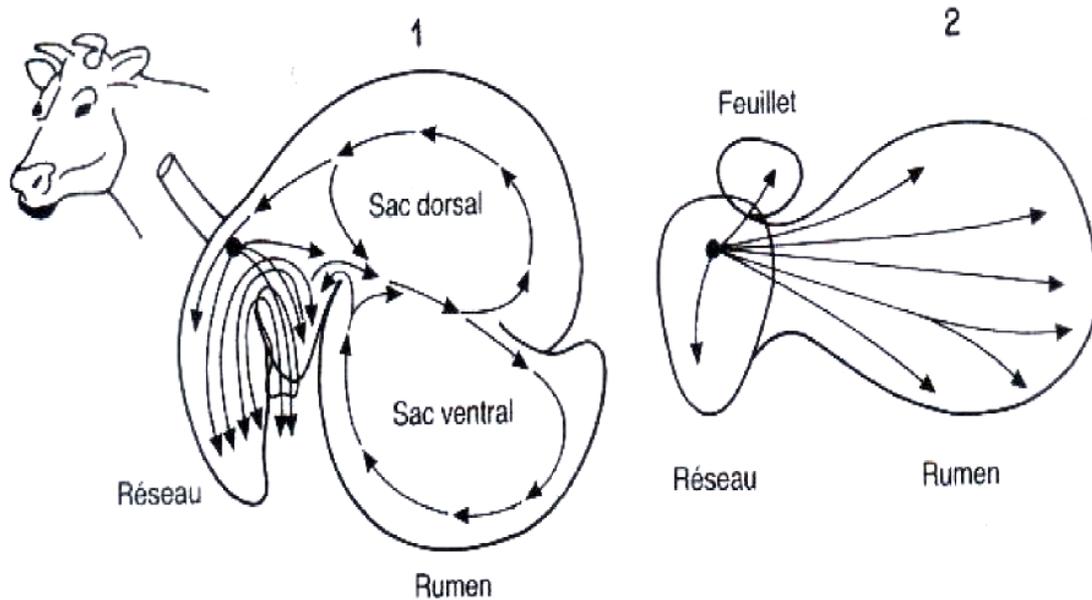


Figure 6. Représentation schématique du rumen et du réseau dans un plan vertical (1) et un plan horizontal (2). Les flèches indiquent les mouvements du contenu (Fonty et *al*, 1995).

3.1.2. Les Archaébactéries

Les archaebactéries se distinguent des eubactéries et des organismes eucaryotes, microorganismes ou autres, sur plusieurs points. D'abord par la structure et la chimie des parois sont atypiques. D'autre part, le chromosome des archées est circulaire et de type bactérien mais il comporte des gènes en mosaïque similaires à ceux des eucaryotes. Quant aux protéines qui interviennent dans les processus de réplication et de réparation de l'ADN, elles ressemblent à celles rencontrées chez les eucaryotes. Enfin, les archées se distinguent des eubactéries et des eucaryotes par leurs métabolismes particuliers.

Ce qui caractérise en premier lieu beaucoup d'archaebactéries, c'est que ces organismes fréquentent des milieux extrêmes et des habitats insolites. Sur le plan physiologique, les archées peuvent être réparties en trois groupes distincts :

- Les archées méthanogènes sont anaérobies strictes, produisent du méthane à partir de substances organiques qu'elles décomposent. Ces archées ont pour écosystèmes les sédiments des fonds océaniques, des marais, des stations d'épuration, ainsi que la panse des ruminants, ainsi que le tube digestif d'un grand nombre d'animaux.
- Les archées halophiles extrêmes, anaérobies, colonisent les eaux très chargées en sel et les saumures. Ces organismes utilisent les gradients osmotiques présents pour réaliser leurs échanges transmembranaires de métabolites.

- Les archées thermoacidophiles, colonisent les sources hydrothermales où la température de l'eau est proche de la température d'ébullition et où le pH est proche de 1. Ces organismes utilisent le gradient de pH transmembranaire pour pratiquer leurs échanges de métabolites.

3.1.3. Les protozoaires

Les protozoaires sont des organismes eucaryotes unicellulaires, présents sous deux types : les flagellés et les ciliés. Les ciliés représentent près de la moitié de la biomasse microbienne et leurs populations varient de 10^4 à 10^6 protozoaires / ml (Jouany, 1978). On distingue deux groupes: les holotriches et les entodiniomorphes. Les holotriches appartiennent à la classe des *Vestibulifera*, à l'ordre des *Trichostomatida*, à la famille des *Isotrichidae*, aux genres *Isotricha* et *Dasytricha*.

Les entodiniomorphes appartiennent à la classe des *Vestibulifera*, à l'ordre des *Entodiniomorphida*, la famille des *Ophryoscolecidae* et les quatre sous familles *Entodiniidae*, *Diplodiniidae*, *Epidiniidae* et *Ophryoscolecinae*. On retrouve fréquemment les genres *Entodinium*, *Diplodinium*, *Eudiplodinium*, *Diploplastron*, *Polyplastron*, *Epidinium* et *Ophryoscolex* (De Puytorac et al., 1987; Jouany, 1996).

L'implantation des protozoaires dans le rumen du jeune animal (ou dans un rumen dépourvu de protozoaires) ne peut se faire que par contact direct (salive) ou très proche avec un animal conventionnel (Coleman, 1979). Les protozoaires ciliés du genre *Entodinium* apparaissent au bout de 15 jours après la naissance des agneaux (Fonty et al., 1984). Puis les holotriches s'implantent, suivis par les grands entodiniomorphes (Eadie and Hobson, 1962). La population des ciliés s'accroît constamment jusqu'à 60 jours (5.7×10^5 protozoaires / ml). Bien qu'ils représentent une part importante de la biomasse microbienne, les ciliés du rumen ne sont pas indispensables à la vie des ruminants, contrairement aux bactéries (Fonty et al., 1995; Jouany, 1994).

Le type et la composition de la ration alimentaire conditionnent fortement les populations de protozoaires (Jouany and Ushida, 1998). Ainsi, leurs populations sont modulées par la proportion en aliments concentrés de la ration. La population des entodiniomorphes (*Entodinium* 1.2×10^6 protozoaires/ ml) augmente quand le pourcentage d'amidon de la ration augmente jusqu'à 60% (Offner, 2003). En ce qui concerne la population des holotriches, elle augmente (7×10^4 protozoaires / ml) quand le pourcentage de sucres solubles de la ration augmente jusqu'à 40% (Jouany and Ushida, 1998). De même, on observe des variations des populations de

protozoaires au cours du nyctémère. Ainsi, les holotriches se déplacent (chimiotactisme) du réseau vers le rumen après le repas.

3.1.4. Les champignons

Les champignons du rumen n'ont été découverts que tardivement (Orpin, 1975). Leur cycle de développement est composé de l'alternance d'une phase mobile, constituée de zoospores flagellées mobiles, et d'une forme végétative. Cette dernière, fixée sur les tissus végétaux, est constituée d'un sporocyste pourvu de rhizoïdes (Orpin and Joblin, 1988).

La population fongique (tableau 3) est estimée de 10^3 à 10^5 /ml, soit environ 10% de la biomasse microbienne (Fonty and Joblin, 1991). Cette estimation n'est pas très précise car les méthodes de dénombrement sont difficiles à réaliser. En effet, l'association étroite des rhizoïdes fongiques avec les végétaux, ainsi que la production irrégulière des sporocystes, rend le dénombrement incertain. De nouvelles techniques d'hybridation moléculaire à l'aide de sondes ADN spécifiques, notamment du genre majeur *Neocallimastix* (Brownlee, 1989), devraient permettre l'émergence de nouveaux travaux sur le dénombrement plus précis de la population fongique du rumen et de sa fonction (Brownlee, 1989).

Tableau 3. Principales espèces de champignon anaérobie isolé du tube digestif des herbivores (Fonty et al, 1995).

Type de thalle	Nombre de flagelles sur la zoospore	Genre	Espèce	Origine	Référence
Monocentrique avec rhizoïdes filamenteux	>4	<i>Neocallimastix</i>	<i>N. frontalis</i> <i>N. patriciarum</i> <i>N. hurleyensis</i>	Rumen Rumen Rumen	Orpin (1975) Orpin et Munn (1986) Webb et Theodorou (1991)
	>4	<i>Piromyces</i>	<i>P. communis</i> <i>P. mae</i> <i>P. dumbonica</i> <i>P. rhizinflata</i>	Rumen Cæcum de cheval Cæcum d'éléphant Fæces d'âne	Orpin (1977a) Li et al (1990) Li et al (1990) Breton et al (1991)
Monocentrique avec rhizoïdes bulbeux		<i>Caecomyces</i>	<i>C. communis</i> <i>C. equi</i>	Rumen Cæcum de cheval	Orpin (1976) Gold et al (1988)
Polycentrique	>4	<i>Orpinomyces</i>	<i>O. joyonii</i> <i>O. bovis</i>	Rumen Rumen	Breton et al (1989) Barr et al (1989)
	<4	<i>Anaeromyces</i> <i>Ruminomyces</i>	<i>A. mucronatus</i> <i>R. elegans</i>	Rumen Rumen	Breton et al (1990) Ho et al (1990)

3.2. Rôle des différents microorganismes du rumen dans la digestion

Les différentes populations microbiennes du rumen possèdent l'équipement enzymatique nécessaire à la dégradation de l'ensemble des constituants de la ration alimentaire végétale, notamment des parois cellulaires des végétaux. Cependant, plusieurs facteurs conditionnent la dégradation ruminale des parois végétales: l'accessibilité des substrats aux microorganismes, leur adhésion aux particules et leur activité enzymatique spécifique (Cheng et al., 1991). Le rumen est le siège de nombreuses interactions entre les microorganismes qui doivent subsister dans cet environnement complexe (Fonty et al., 1995).

3.2.1. Le métabolisme azoté

Les protéines ingérées par l'animal sont dégradées par les bactéries (tableau 4) et les protozoaires du rumen. Cette dégradation implique deux étapes : la protéolyse, qui produit des peptides et des acides aminés et la désamination, qui dégrade les acides aminés en ammoniacque (NH₃) et acides gras volatiles (AGV) (Figure 7).

L'activité protéolytique des bactéries est associée à leur paroi cellulaire (Nugent and Mangan, 1981). Ainsi, la première étape dans la dégradation des protéines est l'interaction entre les microorganismes et le substrat. Les protéines solubles sont principalement dégradées par les bactéries (Nugent and Mangan, 1981). Les principales bactéries protéolytiques sont présentées dans le tableau 4. Les protéases bactériennes sont principalement des cystéine – protéases, mais les serine - protéases et les métallo protéases sont aussi présentes (Brock et al., 1982). Aucune des espèces bactériennes ne possède d'activité spécifique, mis à part *Streptococcus bovis* qui possède une très forte activité leucine amino-peptidase. Les protozoaires possèdent principalement des cystéine et aspartique–protéases. *Entodinium sp.* possède la plus forte activité, et beaucoup de protozoaires ont des protéases intracellulaires (Coleman, 1983). La contribution des protozoaires à la protéolyse est faible. Mais les protozoaires ingèrent les particules protéiques ainsi que des bactéries (Coleman, 1975; Ushida et al., 1986).

Tableau 4. Principales bactéries protéolytiques du rumen (Mackie and White, 1990).

Gram négatives	Gram positives
<i>Prevotella ruminicola</i>	<i>Butyrivibrio fibrissolvens</i>
<i>Bacteroides amylophilus</i>	<i>Streptococcus bovis</i>
<i>Megasphaera esldenii</i>	<i>Lachnospira sp.</i>
<i>Selenomanas ruminantium</i>	<i>Eubacterium sp.</i>
<i>Succinivibrio sp.</i>	<i>Propionibacterium sp.</i>

Peu de champignons anaérobies du rumen possèdent une activité protéolytique importante, par conséquent leur contribution en ce domaine est variable (Wallace and Joblin, 1991).

Les peptides produits sont plus rapidement utilisés que les acides aminés libres correspondants. Ce sont principalement les bactéries du rumen qui les dégradent. Les produits de dégradation des peptides sont principalement extracellulaires, bien que la plupart des enzymes soient associées à la cellule (Mackie and White, 1990). Les oligopeptides de faibles poids moléculaires sont préférentiellement intégrés aux protéines bactériennes, après avoir été hydrolysés en acides aminés au sein de la cellule bactérienne. Les acides aminés produits sont en faible concentration dans le rumen. Ils sont désaminés pour produire de l'ammoniaque et des acides gras volatils (AGV) (Mackie and White, 1990). Les protozoaires jouent un rôle primordial dans la mesure où leur activité spécifique de désamination des acides aminés est considérée trois fois supérieure à celle des bactéries (Jouany and Ushida, 1998). L'ammoniaque produit est issu de l'activité protéolytique, uréolytique et de désamination (acides aminés) des microorganismes (Fonty et al., 1995). Le recyclage de l'ammoniaque via l'urée dans le rumen est très important. De même, *in vitro*, le recyclage de l'azote bactérien, issu de la prédation des bactéries par les protozoaires peut représenter 90 g de matière sèche/ jour chez le mouton (Williams and Coleman, 1997). L'ammoniaque est essentiel pour la croissance de nombreuses espèces bactériennes, capables de l'assimiler grâce à une NAD/NADP glutamate déshydrogénase, dans les conditions normales du rumen (Wallace and Cotta, 1988). La très forte affinité des bactéries, vis à vis de l'ammoniaque, leur confère la capacité de se développer à partir d'une concentration ruminale de NH_3 minimale, variable selon les auteurs, d'environ 50 mg $\text{NH}_3\text{-N/ml}$ (Williams and Coleman, 1997).

3.2.2. Le métabolisme glucidique

Les bactéries cellulolytiques participent activement à la dégradation des polymères des plantes (Figure 7). Cette dégradation nécessite l'action d'enzymes spécialisées, distribuées parmi les différents microorganismes fibrolytiques (Doré and Gouet, 1991). Ces différentes enzymes sont souvent regroupées au sein de complexes de hauts poids moléculaire (cellulosome) qui leur permettent sûrement d'être plus efficaces (Fonty and Forano, 1999). L'hydrolyse de la cellulose se fait par l'action de cellulases classées en trois groupes: les endoglucanases, les exoglucanases et les bêta – glucosidases. De même, les hémicelluloses sont hydrolysées par trois groupes d'enzymes : des endoxylanases, des exoxylanases et des bêta – xylosidases

(Forano et *al.*, 1996). Les protozoaires ciliés et les champignons possèdent aussi ce type de potentiel enzymatique (Fonty and Joblin, 1991; Grenet et *al.*, 1989; Jouany and Ushida, 1990).

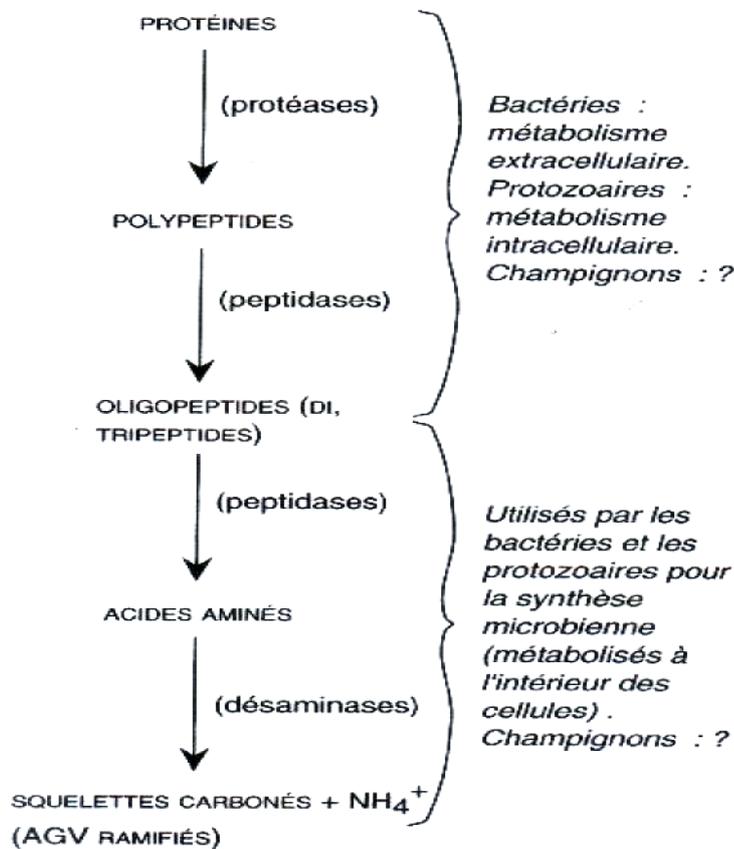


Figure 7. Dégradation des composés azotés dans le rumen (Jouany, 1994)

Les protozoaires ciliés (entodiniomorphes) peuvent ingérer des particules alimentaires et les digérer à l'intérieur de vacuoles (Ushida, 1994). Ils possèdent une plus grande activité cellulasique que les ciliés *Entodinium*. L'activité cellulasique est associée à la fraction cytoplasmique des protozoaires. Leur activité cellulasique semblerait plus élevée que celle des bactéries (Conchie, 1954). Cependant, il est difficile de distinguer la contribution des bactéries fixées aux particules ingérées de celle des protozoaires dans la dégradation de la cellulose. Les hémicelluloses sont aussi activement dégradées par les entodiniomorphes, tandis que les holotriches auraient un rôle mineur dans la cellulolyse (Fonty et *al.*, 1995).

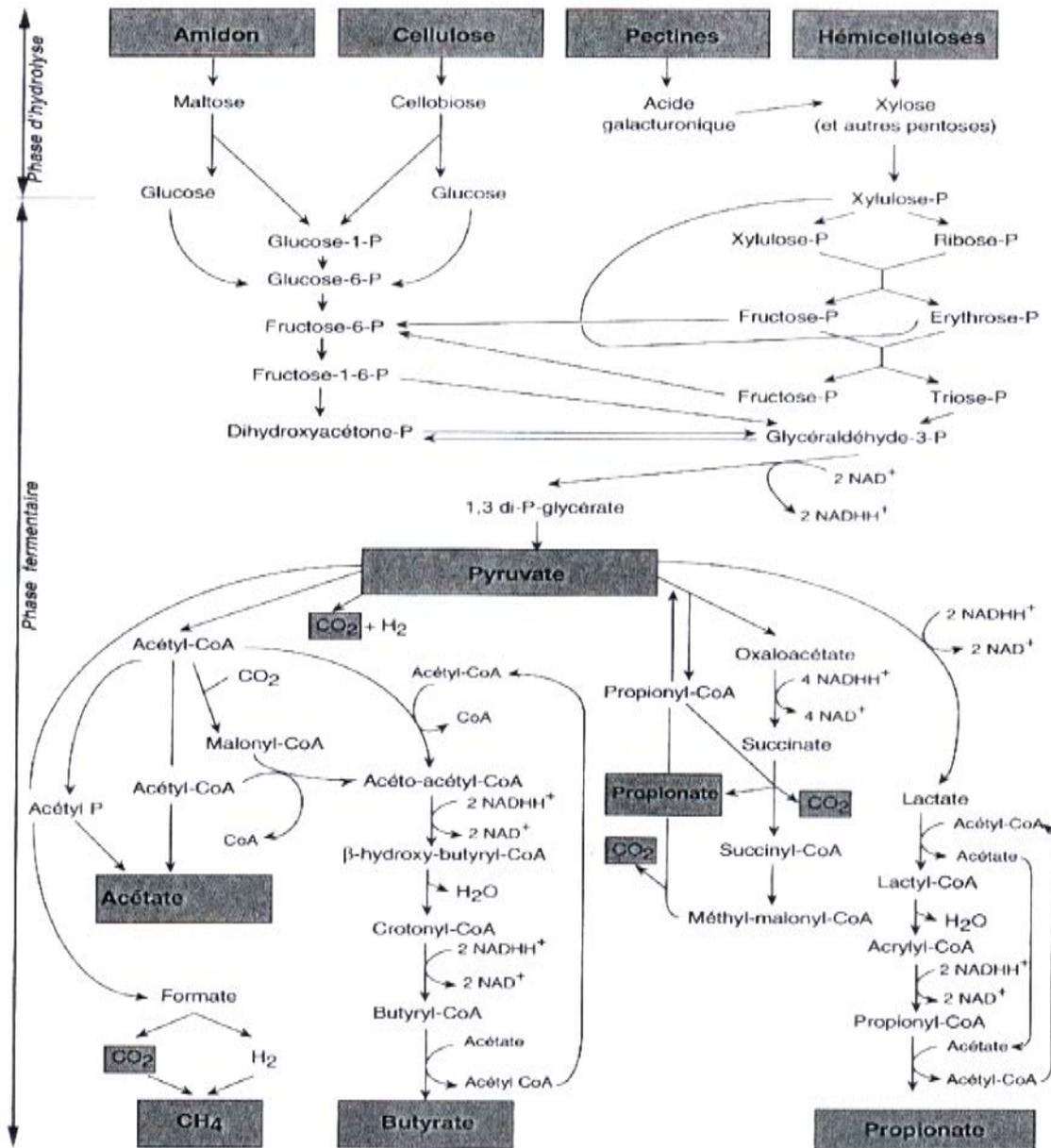


Figure 8. Voies du métabolisme des glucides dans le rumen (Jouany, 1994)

Ce sont les trois principales bactéries cellulolytiques, *Ruminococcus albus*, *Ruminococcus flavefaciens* et *Fibrobacter succinogenes* qui contribuent le plus à l'activité cellulolytique des microorganismes adhérant aux particules du rumen (Fonty et al., 1995) (Tableau 5).

Les produits de la dégradation des polyholosides sont des oligosaccharides solubles et des sucres, ensuite fermentés pour générer des molécules d'ATP utilisées par les différents microorganismes. La plupart des protozoaires holotriches fermentent les sucres solubles, tandis que peu d'entodiniomorphes en sont capables (Jouany and Ushida, 1998).

Cependant, certains sucres solubles ne sont pas fermentés par les holotriches (mannose, glucosamine).

Tableau 5. Substrats dégradés et fermentés par les principales espèces bactériennes du rumen. La majorité des souches peuvent assurer cette fonction (+) ou (-) (Fonty et al; 1995).

	Métabolites fermentaires											
	Formate	Acétate	Propionate	Butyrate	Valérate	Caproate	Ethanol	Succinate	Lactate	H ₂	CO ₂	CH ₄
<i>Fibrobacter succinogenes</i>	+	+						+				
<i>Ruminococcus albus</i>	+	+					+					
<i>Ruminococcus flavefaciens</i>	+	+						+				
<i>Butyrivibrio fibrisolvens</i>	+	+		+							+	
<i>Prevotella ruminicola</i>	+	+	+					+				
<i>Selenomonas ruminantium</i>		+	+						+			
<i>Streptococcus bovis</i>		+	-						+			
<i>Ruminobacter amylophilus</i>	+	+						+				
<i>Succinomonas amylolytica</i>		+	+					+				
<i>Eubacterium ruminantium</i>	+	+		+							+	
<i>Succinivibrio dextrinosolvens</i>	+	+						+	+			
<i>Megasphaera elsdenii</i>		+		+		+				+	+	
<i>Lachnospira multiparus</i>	+	+					+		+	+	+	
<i>Anaerovibrio lipolytica</i>		+	+					+				
<i>Veillonella alcalescens</i>			+									
<i>Methanobacterium ruminantium</i>												+
<i>Wolinella succinogenes</i>								+				
<i>Eubacterium limosum</i>		+		+								

L'amidon est ingéré sous forme de granules par les ciliés, surtout par *Isotricha* qui possède la plus grande activité amylolytique, parmi l'ensemble des ciliés. Ceci contribue à limiter la diminution du pH, liée à la dégradation de l'amidon.

Les espèces bactériennes amylolytiques du rumen, attachées aux grains d'amidon, sont souvent ingérées par les protozoaires. Les produits de la dégradation de l'amidon par les protozoaires sont : l'acide butyrique, de plus faibles quantités d'acétate et d'acide lactique, ainsi que H₂ et CO₂.

4. Estimation de la valeur nutritive des fourrages

L'évaluation de la valeur nutritive des aliments fournit aux nutritionnistes les informations nécessaires pour la formulation d'une ration alimentaire qui tienne compte à la fois

des aspects physiologique et économique. Les méthodes de laboratoire pour l'estimation de la valeur nutritive des aliments se sont développées depuis les années 1730, les aliments étaient alors évalués en unité de paille. Initialement, les techniques sont désignées essentiellement pour caractériser la valeur nutritive des fourrages, plutôt que la prédiction des performances zootechniques. Dans l'évaluation des aliments pour ruminants, différentes méthodes sont couramment disponibles et elles peuvent être subdivisées en deux grandes catégories: les méthodes n'utilisant pas les microorganismes (chimiques et physiques) et les méthodes biologiques, basées sur l'utilisation des microorganismes du rumen.

4.1. Méthodes chimiques

L'analyse chimique est la méthode la plus simple pour évaluer les fourrages. Beaucoup de données sur la composition des aliments sont basées sur les analyses approximatives, développées à travers le siècle dernier (McDonald et *al.*, 1995). Fréquemment, ces analyses sont appelées « procédé de Weende ». Actuellement, ce procédé est presque totalement abandonné et remplacé par d'autres méthodes analytiques plus fiables (Figure 9).

Une des méthodes chimiques, divise le substrat en six fractions : la matière sèche, la matière minérale, les protéines brutes, l'extrait étheré, les fibres brutes et l'azote libre. Il existe un autre procédé alternatif pour l'estimation des fibres (Van Soest and Wine, 1967). Ce dernier est maintenant le plus utilisé et le plus fiable. Ce procédé offre l'avantage de prédire l'ingestion et la valeur nutritive car il sépare les composants fibreux suivant leur dégradabilité, plutôt qu'en entités chimiques définies. Il a été développé pour quantifier à la fois les composants cellulaires et les composants pariétaux, principalement présents dans le matériel végétal (Mould, 2003).

4.2. Méthodes physiques

La spectrophotométrie à réflectance dans l'infrarouge (NIRS) est une méthode analytique et physique. Elle repose sur l'étude des spectres de réflectance, c'est-à-dire l'émission de radiations par la substance étudiée, lorsqu'elle est soumise aux rayons infrarouges sous différentes longueurs d'ondes, étalées de 730 à 2500 nm (Givens and Deaville, 1999; Mould, 2003). Les spectres d'absorption obtenus dépendent des liaisons chimiques établies entre les différents constituants de l'aliment. Il est, de ce fait, possible d'identifier à l'aide de témoins dans un spectre, des régions spécifiques qui correspondent aux différents composants alimentaires.

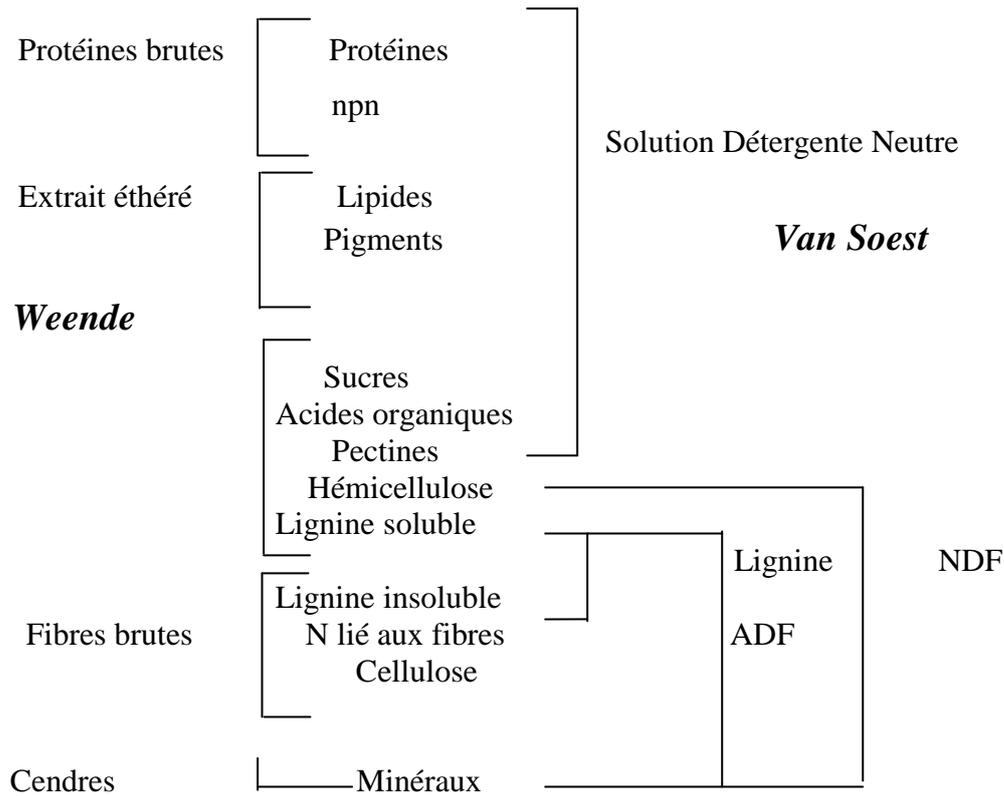


Figure 9. Comparaison des systèmes analytiques de Weende et Van Soest.

Les spectres d'absorption sont principalement influencés par la composition chimique mais aussi par la taille des particules, la température et l'homogénéité de l'échantillon (Reeves III. 2000). Cette méthode, développée par Norris et *al.* (1976), a été largement utilisée dans la prédiction de la digestibilité *in vivo* de la matière organique (Barber G.D. et *al.*, 1990), de l'énergie métabolisable (Givens et *al.*, 1992) et de l'ingestion volontaire (Deville and Flinn, 2000 ; Steen et *al.*, 1998). Comparativement à d'autres méthodes d'analyses, la technique NIRS est unique car elle est non destructrice et ne nécessite pas de réactifs chimiques. Elle est par conséquent non polluante (Adesogan et *al.*, 1998; Deville and Flinn, 2000).

4.3. Méthodes biologiques

Les méthodes biologiques ont été mises au point pour représenter ou simuler la totalité ou une partie de l'activité du tractus digestif, ainsi que le processus digestif chez les ruminants. Les méthodes par excellence pour la détermination de la valeur nutritive sont : la technique de digestibilité *in vitro* (Tilley and Terry, 1963), la technique de dégradation *in situ* (Mehrez and Orskov, 1977; Orskov and Mc Donald, 1979), les méthodes enzymatiques (Aufrère and

Michalet-Doreau, 1983) et la technique de production de gaz *in vitro* (Menke and Steingass, 1998 ; Menk et *al.*, 1979). Il est à noter que les méthodes biologiques sont beaucoup plus significatives et donnent de très bons résultats par rapport aux méthodes chimiques et physiques, du fait que les microorganismes et les enzymes sont plus sensibles aux facteurs influençant la vitesse et l'ampleur de la digestion (Ballet, 1989).

4.3.1. Méthode de digestibilité *in vitro*

La technique de Tilley and Terry (1963) a été développée comme une méthode de digestibilité permettant d'évaluer la dégradation du substrat considéré en un seul temps d'incubation de 48h. Le substrat subit en premier lieu une fermentation anaérobie dans une salive artificielle composée du jus de rumen et d'une solution tampon. Après, il est soumis à un traitement « pepsine acide » pour digérer le substrat non dégradé et les protéines microbiennes. La technique présente l'avantage d'utiliser un matériel simple et permet l'analyse de plusieurs échantillons en même temps. Les résultats sont hautement reproductibles et cette analyse permet de prédire la détermination de la digestibilité *in vivo* à partir de la digestibilité *in vitro*. Son inconvénient est de ne pas différencier entre deux substrats avec des valeurs de dégradation similaires mais des profils cinétiques différents. D'autant plus que la contamination microbienne et les résidus insolubles après traitement à la pepsine peuvent sous estimer la dégradation. Afin de palier à ces insuffisances, la méthode de Goering and Van Soest (1970), similaire à la technique de Tilley and Terry (1963) a été conçue. Cette technique inclut une étape supplémentaire dans laquelle le résidu est lavé avec une solution détergente neutre pour éliminer justement les facteurs de contamination.

4.3.2. Méthode de dégradation *in sacco*

La méthode *in sacco* ou *in situ* appelée aussi méthode des sachets est basée sur le placement des échantillons dans des sachets spéciaux. Ils sont ensuite incubés directement dans le rumen d'animaux munis d'une canule ruminale. Le principal objectif est la mesure de la disparition de la matière sèche et/ou d'autres composants (protéines, fibres et amidon). Ces sachets sont composés de tissus biodégradables en nylon, en polyester ou en Dacron. Cette méthode a été utilisée pour évaluer différents aliments et déterminer l'effet du traitement par le formaldéhyde sur la dégradation des protéines (Michalet-Doreau and Nozière, 1999). Mehrez and Orskov (1977) proposent l'utilisation de cette technique pour évaluer le taux de dégradation

des protéines en incubant plusieurs sachets. Elle permet ainsi une évaluation de la cinétique de la dégradation. Cependant, Mehrez and Orskov (1977) ont observé que l'animal Hôte est la source majeure de variation des résultats. Pour cela, il est suggéré que l'échantillon soit incubé au moins deux fois chez trois animaux. Il n'y a pas de différence significative entre la dégradation des aliments incubés chez les ovins et les bovins (Orskov, 2000). Cependant, cette technique exige certains paramètres :

- Pores des sachets : la taille des pores des sachets doit permettre l'entrée du jus de rumen et des microorganismes. Les pores des sachets doivent être suffisamment fins pour minimiser les pertes de particules du substrat non dégradé. Pour cela, les mailles des pores les mieux adaptés sont comprises entre 40 et 60 μm comme standard (Orskov, 2000 ; Michalet-Doreau and Nozière, 1999).
- Rapport taille échantillon/surface des sachets : Ce rapport est estimé à 15 mg MS/ cm^2 (Orskov, 2000 ; Michalet-Doreau and Nozière, 1999). Le substrat incubé doit être capable de se mouvoir facilement dans le sachet afin d'éviter la formation de micro environnement affectant la réplication de l'analyse.
- Nombre et espèces animales : Mehrez and Orskov (1977), observent que l'animal hôte est la source majeure de variation dans la techniques des sachets. Pour cela, il est suggéré que l'échantillon doit être incubé au moins deux fois chez trois animaux pour minimiser les variations individuelles.
- Ration de l'animal : les meilleures conditions d'évaluation d'un aliment impliquent une ration de l'animal similaire à l'aliment incubé (Orskov, 2000). Cependant, quant il est nécessaire d'évaluer plusieurs aliments dans une même expérience, cela devient un facteur limitant. Par conséquent, il est nécessaire de formuler une ration qui assure un environnement ruminal optimal pour la croissance du microbiote ruminal.
- Préparation de l'échantillon : Il doit représenter aussi fidèlement que possible l'aliment consommé par l'animal et présent dans le rumen. Pour cela, il est suggéré que le substrat séché soit broyé en particules de 2,5 à 3 mm.

4.3.3. Les méthodes enzymatiques

Plusieurs méthodes enzymatiques ont été proposées pour prédire la digestibilité des aliments. Ce sont des méthodes simples et peu coûteuses. Elles pallient à l'inconvénient majeur des méthodes *in vitro* et *in situ* de disposer d'animaux munis de fistules. Ces méthodes montrent

une bonne reproductibilité, permettant une prédiction correcte de la digestibilité *in vivo* des fourrages, à l'exception des aliments riches en tanins (Aufrère and Guérin, 1996).

4.4. Les méthodes de production de gaz

L'association entre la fermentation ruminale et la production de gaz est connue depuis longtemps (Getachew et *al.*, 1998a). Elles sont considérées actuellement comme des techniques de routine dans l'évaluation de la valeur nutritive des aliments après les travaux de Menke et *al.* (1979) dans lesquels une forte corrélation entre la production de gaz *in vitro* et la digestibilité apparente a été établie.

5.4.1. Techniques de mesure de la production de gaz

Les techniques de production de gaz peuvent être subdivisées en deux groupes : les méthodes basées sur le volume de gaz et les méthodes basées sur la pression de gaz (Figure 10). En effet, de nombreux auteurs ont mesuré la production de gaz en utilisant des seringues pour estimer la production de la biomasse microbienne, soit le volume du gaz produit. Cependant, Wilkins (1974) examinait la production de gaz fermentaires en utilisant un système basé sur la mesure de la pression.

5.4.2. Mesure du volume de gaz (système de Menke)

Menke et *al.* (1979) ont développé un système par l'utilisation de seringues afin de mesurer le volume de gaz produit *in vitro*. Les fermentations ont eu lieu dans des seringues en verre (100 ml de capacité) contenant 200 mg de substrat et le mélange jus et salive artificielle. L'ensemble est placé dans des étuves réglées à 39°C (température normale du rumen). Dans ces systèmes, la production de gaz après 24 heures est corrélée à la digestibilité *in vivo* de la matière organique. De même, le volume de gaz enregistré après 24 heures d'incubation combiné avec la concentration des constituants chimiques permet de prédire l'énergie métabolisable (Menke and Steingass, 1988).

Cette méthode a subi des modifications par Blümmel and Orskov (1993) et Makkar et *al.*, (1995b). Les principaux changements consistent dans le remplacement du système d'incubation (incubateur) par l'incubation des seringues dans des bains maries, d'une part, et

d'autres part, par l'augmentation de la quantité incubée de 200 mg à 500 mg et l'utilisation d'un double volume de solution tampon.

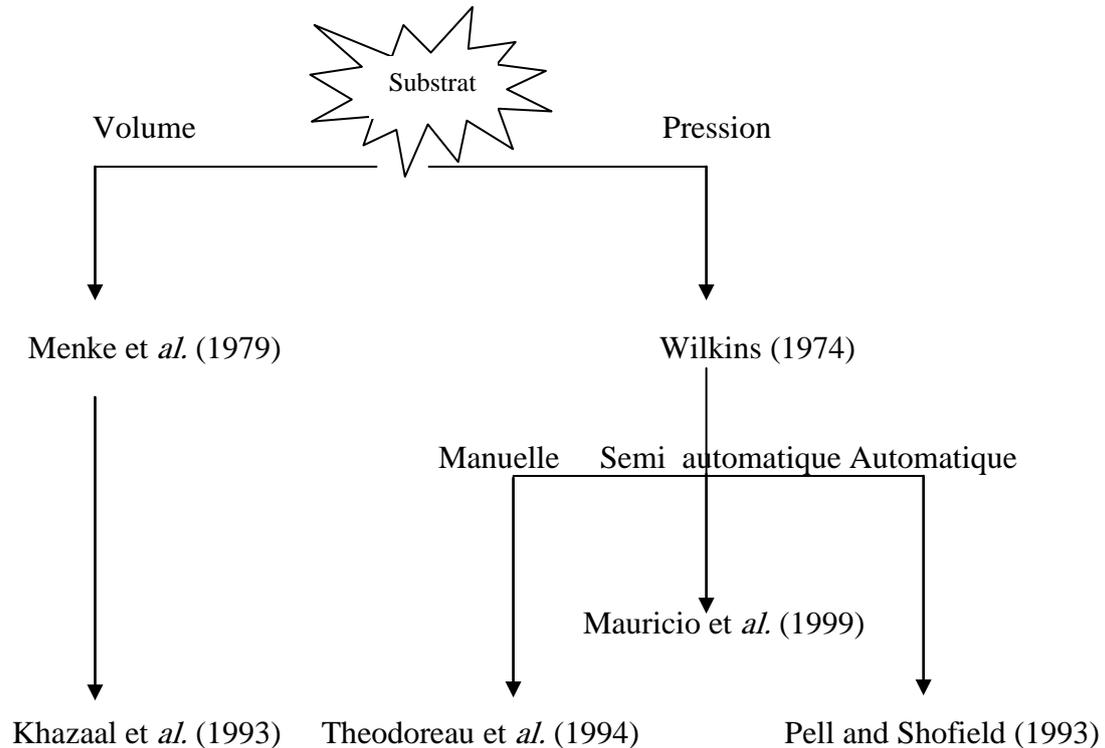


Figure 10. Développement des systèmes d'évaluations basés sur la production de gaz *in vitro*

Ces modifications ont pour objectif de minimiser les erreurs associées aux déterminations gravimétriques nécessaires pour la mesure de la digestibilité réelle et apparente des aliments (Blümmel et al., 1997a; Makkar et al., 1995b).

4.4.3. Système de mesure par pression

Ce procédé se base sur la mesure de la pression de gaz cumulé dans les systèmes batch (flacons en verre de 125 ml), contenant le substrat, la salive artificielle et le jus de rumen. L'incubation est faite dans des étuves réglées à 39°C. L'enregistrement de la pression peut se faire manuellement selon la technique de Theodoreau et al. (1994), ou automatiquement selon la technique de Pell and Shofield (1993) et Cone and al. (1996).

4.4.4. Origine des gaz

Quand un substrat est incubé *in vitro* en présence de jus de rumen et une solution tampon, les glucides sont fermentés en acides gras volatiles (Blümmel and Orskov E.R., 1993) et en gaz (essentiellement CO₂ et CH₄) et en biomasse microbienne. La production de gaz à partir des protéines est relativement faible, comparativement aux polysaccharides (Getachew et *al.*, 1998a), alors que la contribution des lipides est considérée négligeable. Les gaz (CO₂) libérés par le système tampon neutralisent les acides gras (production indirecte) (Mould, 2003). Une forte et significative corrélation a été observée entre la production de gaz et la production des acides gras (Blümmel and Orskov, 1993; Makkar et *al.*, 1995b). Ainsi, les gaz sont essentiellement produits suite à la fermentation des aliments en acétate et butyrate. Alors que la production de propionate est associée à une faible production de gaz générée principalement par le système tampon. La production molaire des acides gras volatils dépend de la nature des aliments (Blümmel et *al.*, 1999). Par conséquent, le rapport acétate/butyrate est utilisé pour évaluer les différences observées entre les profils fermentaires des aliments.

5. Modélisation

5.1. Introduction

L'apparition depuis les années 1980 de puissants moyens de calcul et leur généralisation ont entraîné l'explosion des modèles mathématiques, en particulier dans les sciences du vivant. En peu de temps, il est devenu possible de concevoir le modèle d'un système biologique complexe et de générer une pléiade de courbes colorées et de graphiques séduisants. Il faut dire que les sciences du vivant qui, jusqu'alors avaient été peu mathématisées, ont été atteintes de plein fouet par cette vague de modélisation. Ces nouveaux modèles prétendent expliquer, quantifier et prédire. Elles ont révolutionné la vision scientifique et la manière d'aborder les problèmes dans la communauté biologique. La modélisation permet en effet de prédire virtuellement les possibilités de développement et l'évolution d'un système donné, sans avoir pour autant à expérimenter au laboratoire les essais projetés. Ce qui permet de réaliser des économies considérables en matière de coûts, de moyens et surtout de temps.

Les systèmes vivants sont spécifiques par rapport aux systèmes classiques de la physique ou de la chimie. Notons tout d'abord que les systèmes biologiques sont généralement

non linéaires, par exemple ils possèdent souvent plusieurs points d'équilibres, s'opposant ainsi à la majorité des systèmes physiques auxquels nous sommes habitués. Ce sont aussi des systèmes difficiles à mesurer par manque de capteurs. Les mesures sont souvent constituées d'une chaîne d'étapes manuelles compliquées, qui engendrent ainsi des données peu fiables et/ou non reproductibles et par conséquent à faible fréquence d'échantillonnage. Enfin, ces systèmes se caractérisent par leur complexité. Même si le concept de complexité est un peu flou, on peut dire que les systèmes vivants sont fondamentalement hétérogènes, sur une très large palette d'échelles. En outre, ils incluent un nombre considérable de composés qui interagissent entre eux : molécules, organites, cellules, organes, individus, populations, substrats...

Dans le domaine des fermentations microbiennes ruminales, la diversité et la complexité du microbiote est très étendue, les possibilités des différents paramètres du rumen sont extrêmes et hors de portée d'une expérimentation complète. Dès lors, l'apport de la simulation peut apporter un soutien indispensable pour écarter les combinaisons les moins probablement intéressantes et identifier les conditions les plus virtuellement applicables.

L'élaboration des modèles mathématiques est une démarche difficile à toutes ses étapes : formalisation des systèmes, paramétrage, validation. Les modèles du rumen développés jusqu'à présent n'ont pas donné de résultats probants, leur permettant de se substituer de manière efficiente aux approches empiriques. D'autres part, la simulation de la formation des produits terminaux de fermentation n'est pas rigoureuse (Offner, 2003). La littérature dans ce domaine montre que la problématique de la dynamique d'ingestion et de digestion des aliments est complexe et la compréhension fine des phénomènes impliqués reste limitée (Sauvant, 1995; Sauvant et *al.*, 1996).

5.2. Historique de la modélisation

A partir des années 1970, avec notamment les travaux de Baldwin et *al.* (1970), les phénomènes digestifs et métaboliques sont abordés avec une approche de modélisation systémique, beaucoup plus mécaniste que précédemment. Les recherches portant sur la modélisation du rumen progressent ensuite régulièrement, avec en moyenne une publication majeure tous les deux ans environ (Figure 11). Elles sont le fait de quelques équipes aux Etats-Unis (universités de Cornell et de Davis) et en Europe (France, Pays-Bas, Royaume-Uni). Les comparaisons de modèles du rumen ne commencent qu'une vingtaine d'années plus tard et restent limitées en nombre, compte tenu de la lourdeur de ce type de travail.

Figure 11. Evolution du nombre de publications concernant la modélisation du rumen. (Offner, 2003)

A l'avenir, les modèles mécanistes seront vraisemblablement plus largement reconnus et remplaceront progressivement les modèles factoriels empiriques, utilisés actuellement dans les systèmes d'alimentation (Baldwin, 2000).

5.3. Comparaison qualitative des représentations du rumen

Les modèles du rumen ont évolué conjointement à l'accumulation de données expérimentales et au développement de l'informatique. Ces modèles ont pour principal objectif de prédire les variations des flux de nutriments au niveau du rumen. Les évolutions apportées aux modèles concernent notamment les modalités et critères mis en œuvre pour représenter le fonctionnement ruminal. Ainsi, la figure 12 souligne une large diversité du nombre de variables d'état représentées, entre 7 et 23 selon les modèles. Ce nombre ne semble pas suivre de tendance et ne s'accroît donc pas avec l'accumulation des connaissances. Les fractions pariétales ainsi que les fractions de glucides et protéines d'origine alimentaire sont généralement définies de façon détaillée.

Figure 12. Evolution du nombre de variables d'état représentées dans les modèles du rumen (Offner, 2003)

Quant au débat sur le nombre optimal de populations microbiennes à considérer, il reste ouvert. En effet, ce nombre a continuellement oscillé entre 1 et 3 groupes microbiens. Par contre, la représentation des phénomènes de transit reste un point critique dans les modèles et a fait l'objet d'améliorations progressives. De même, les phénomènes liés à la rumination sont de plus en plus intégrés dans les modèles. L'ambition explicative des modèles du rumen pour ces phénomènes est variable.

Les modèles mécanistes développés jusqu'à présent sont principalement utilisés comme outil d'aide à la recherche et leur application sur le terrain reste limitée. En effet, aucun des modèles n'est encore complètement satisfaisant pour prédire les réponses de l'animal aux régimes. Les modèles mécanistes ne permettent pas à l'heure actuelle d'obtenir une meilleure précision que les modèles empiriques, alors que leur degré de complication augmente. Certaines limites sont apparues et ont pu être dépassées, notamment grâce aux études comparatives. Ainsi, la représentation des profils en acides gras volatils reste insuffisante, les interactions digestives sont encore peu prises en compte. D'autre part, les

simulations sont uniquement basées sur un mode d'alimentation en continu. Cependant et malgré ces aléas, les modèles mécanistes du rumen ont su évoluer avec les avancées de la recherche et la modélisation mécaniste a encore vraisemblablement de fortes potentialités d'évolution.

5.4. Les modèles mathématiques

Les modèles mathématiques disponibles dans la littérature sont mentionnés dans le tableau 6.

Tableau 6. Modèles mathématiques disponibles dans la littérature

G(t)	Paramètres de restriction	Références
$a+b(1-e^{-c(t-L)})$	$a,b,c >0$	Blümmel and Orskov (1993)
$a(1-e^{-c(t-L)})$	$a,c >0$	France et al. (2000)
$a(1-e^{-b(t-L)-c(t-L)})$	$a>0, b\geq 0, L>0, c \geq -2b\sqrt{L}$	France et al. (2000)
$A \exp\left[-\frac{b_1}{c_1} e^{-c_1 t} - \frac{b_2}{c_2} e^{-c_2 t}\right]$	$A, b_1, b_2, c_1, c_2 >0$	Beuvink and Kogut (1993)
$\sum_{i=1}^n a_i \left\{ 1 + \exp\left(2 + \frac{4b_i}{a_i}(T-L)\right)\right\}$	$a_i, b_i, L >0$	Schofiels et al. (1994)
$\sum_{i=1}^n \frac{a_i}{1 + \frac{k_i c_i}{a_i}}$	$a_i, b_i, K_i >0$	Groot et al. (1996)

Ces modèles ont pour objectifs :

- ✓ Expliquer les variations inter-essais et intra-essais ;
- ✓ Prévoir et simuler le profil fermentaire d'un substrat ;
- ✓ Déterminer des paramètres cinétiques de la digestibilité.

5.5. Modèle d'Orskov (avec compartiment) et Modèle de France

Deux modèles ont été retenus : le modèle d'Orskov et le modèle de France. La forme générale des deux fonctions étant exponentielle et sigmoïdale. L'allure des deux courbes admet une asymptote horizontale qui représente l'épuisement du substrat. Cependant, le fondement des deux modèles mathématiques est différent. Alors que le modèle de France possède deux paramètres A (production de gaz asymptotique) et c (vitesse de dégradation), celui d'Orskov comporte trois paramètres a (production de gaz à partir de la fraction dégradabile), b (production de gaz à partir de la fraction non dégradabile) et c (vitesse de dégradation).

Le modèle d'Orskov est bâti sur un processus fermentaire composé de compartiments (Figure 13). Il est à noter que tous les modèles mathématiques existants dans la littérature sont conçus sur cette base. Ils considèrent une quantité (en matière sèche) d'un substrat, tel un

composant d'un fourrage, les feuilles d'une plante, la matière organique totale ou autres. Placée dans un flacon de culture au temps zéro, le substrat est alors incubé. Le milieu de culture comporte une fraction dégradable S et une fraction non dégradable μ . La dégradation se produit à un taux μ variable $\mu(t)$ (h^{-1}) et avec un temps de retard discret L (h). Ce temps de latence exprime les phénomènes se produisant en amont de la dégradation et concernant les gaz accumulés. La figure 11 représente le schéma général du modèle avec compartiments (pools).

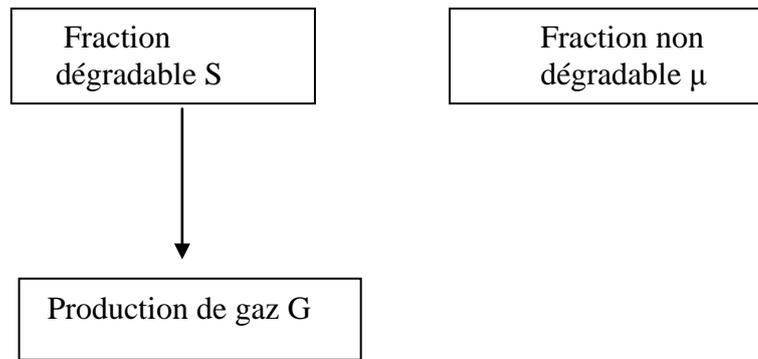


Figure 13. Schéma représentatif du modèle d'Orskov avec compartiment

Ces pools de dégradation sont représentés par les équations différentielles suivantes :

$$\frac{ds}{dt} = 0, \quad 0 < t < T, \quad (1)$$

$$\frac{ds}{dt} = -\mu S, \quad t > T \quad (2)$$

$$\frac{dU}{dt} = 0, \quad t > T \quad (3)$$

où t (h) représente le temps d'incubation.

Si la vitesse de la production de gaz dans la bouteille de culture est directement proportionnelle à la vitesse de dégradation de l'aliment :

$$\frac{dG}{dt} = -Y \frac{ds}{dt} \quad (4)$$

Ainsi :

$$\frac{dY}{dS} = -A \quad (5)$$

Où:

Y : représente l'accumulation totale de gaz à un temps donné en (ml).

A : représente la production de gaz par gramme de matière sèche dégradée (ml/g MS).

Le modèle mathématique final d'Orskov est : $Y = a + b(1 - \text{Exp}(-cT))$.

Matériels et Méthodes

1. Aspects botaniques des plantes collectées de la région de Boussaâda et Djelfa

1.1.Introduction

En Algérie, deux millions de kilomètres carrés sont désertiques (arides) sur une superficie totale de 2.381.740 km² (Nedjraoui, 2001), tandis que le reste (381.740 km²) est semi-aride (semi désertique) et subhumide (mi-humide, mi-sec). Les différentes régions d'Algérie sont classées en fonction de leur nature climatique, en particulier en fonction du taux de pluviométrie.

En zootechnie, l'alimentation animale est considérée comme le moyen le plus efficace pour l'amélioration des performances. Pour les ruminants, elle constitue une contrainte majeure, surtout les zones arides et semi arides qui représentent l'essentiel de l'offre fourragère, en même temps qu'elles constituent des parcours pastoraux séculaires. Les disponibilités fourragères sont considérées comme largement insuffisantes et doivent donc être renforcées par des apports supplémentaires de concentrés à base de grains de maïs ou d'orges.

En Algérie, à cause du déséquilibre dû au manque de stratégie de gestion des parcours en zones arides et au surpâturage, la production fourragère diminue de façon continue. Ainsi, le taux de satisfaction des besoins alimentaires du bétail par la production fourragère locale est passé de 70% en 1978 à 40% en 1986. Ce taux se maintient jusqu' en 1996 (Ziani, 2002).

Il est important d'aménager les régions arides en vue d'une amélioration de la production fourragère mais le succès de cette opération ne peut se faire que par une meilleure connaissance de la biologie et de l'écologie des plantes existantes dans ces régions. Ces plantes sont surtout des halophytes, bien adaptées aux conditions climatiques sévères de ces régions arides et semi arides, elles peuvent être même utilisées comme moyen de lutte contre le phénomène désertification.

1.2. Enquête et collecte des échantillons

La première étape a consisté à déterminer les différentes espèces majeures de plantes fourragères présentes dans la région. Les régions choisies sont la périphérie de la ville de Boussaâda et la périphérie de la ville de Djelfa. La distance entre ces deux villes est de plus de 250 km. Cette région est située au centre-nord du désert algérien, au piémont de l'Atlas saharien. Elle est localisée à l'extrémité nord du désert, entre les montagnes de l'Atlas

et la dépression du lac salé El-Hodna. La région se trouve dans un haut plateau aride (496 à 981 m d'altitude). Un climat sec et désertique, classé comme *BWh* selon la classification de Köppen, il règne sur cette région des moyennes de températures comprises entre 24 et 41 °C, avec des précipitations annuelles qui varient entre 150 et 400 mm.

La sélection et la collecte des différentes espèces sont basées sur la connaissance des éleveurs locaux. En effet, après des investigations faites auprès des éleveurs sur les préférences nutritionnelles avérées des ruminants de la région, nous avons sélectionné 9 fourrages, collectés respectivement aux alentours de la ville de Boussaâda et de la ville de Djelfa. Le tableau 7 comporte le détail des régions où les fourrages ont été collectés. De plus, nos recherches ont porté sur les résidus du palmier dattier, à savoir : les palmes sèches et les pédicelles. Ces échantillons sont collectés dans la région de la wilaya de Biskra.

1.3. Echantillons testés

Parmi les espèces fourragères choisis, 09 plantes sont retenues pour les études *in vitro* et *in situ*, en plus de 02 fractions du palmier dattier (*Phoenix dactilyfera*), largement utilisées par les éleveurs locaux comme complément fourrager. L'étude est menée comparativement à un substrat témoin, le foin de vesce avoine, considéré comme plante de référence dans la littérature. Et communément utilisé dans notre laboratoire. Le choix des espèces fourragères est de 06 plantes dicotyledon : *Atriplex halimus* L., *Artemisia campestris* L., *Artemisia herba-alba* Asso, *Astragalus gombiformis* Pomel, *Calobota saharae* (Coss. & Durieu) Boatwr. & B.-E. van Wyk (nom ancien : *Genista saharae* ou *Spartidium saharae*), et *Retama raetam* (Forssk.) Webb & Berthel, et 03 plantes monocotylédone nommées : *Stipagrostis pungens* (Desf.) De Winter (nom ancien : *Aristida pungens*), *Lygeum spartum* Loefl. ex L. et *Stipa tenacissima* L. Les caractéristiques phénotypiques, les classifications botaniques et les points de prélèvement sont consignés dans les tableaux 7 et 8.

Selon Gonsalez (1949), les pâturages des zones arides peuvent être subdivisés en deux groupes: les pâturages permanents et les pâturages éphémères. Le premier groupe est constitué de plantes vivaces, charnues, très résistantes à la sécheresse et aux feuilles réduites à l'état d'épines. La seconde catégorie est constituée de toutes les petites plantes qui germent après les premières pluies.

Les fractions du palmier dattier sont collectées durant le mois d'octobre, période de récolte de dattes. Il s'agit de palmes sèches (rachis plus épinés) et de pédicelles de dattes. Le foin de vesce avoine est fourni par l'institut technique des élevages (ITELV) de Ain M'lila.

Tableau 7. Caractéristiques botaniques et phénotypiques de plantes fourragères collectées dans la région de Boussaâda et Djelfa.

Famille	Substrats	Nom local	Description botanique
Dicotylédons			
Chenopodiaceae	<i>Atriplex halimus</i>	El-Gtef	Arbuste aux rameaux ligneux, très rameux, feuilles alternes à très courte pétiole, ovales. La couleur générale du feuillage est glauque-argenté du fait de la présence de poils écailleux. Fleurs très petites cachées entre les bractées, en long glomérule. Les graines sont petites et rougeâtres.
Asteraceae	<i>Artemisia campestris</i>	EL-Chih	Tiges rougeâtres portant des feuilles vert sombre divisées et très étroites. Capitules floraux en forme de cônes jaunâtre très petits. La plupart du temps, la plante se rencontre sous sa forme sèche, dès qu'il pleut, de nouveaux rameaux partent de la souche ligneuse.
	<i>Artemisia herba-alba</i>		Plante steppique très abondante sur les hauts plateaux. Feuilles et rameaux blancs et laineux, fleurs rose rougeâtre en capitules ovoïdes. Plante à odeur agréable
Fabaceae - Leguminosae	<i>Astragalus gombiformis</i>	Foulet el Ibel	Espèce endémique Plante à tiges dressées. Longues feuilles composées de petites folioles ovoïdes. Fleurs jaune verdâtre petites, sessiles à l'aisselle des feuilles. Le fruit est une gousse à bec court couverte de poils laineux
	<i>Calobota saharae</i>	Merckh	Arbuste de 1 à 2 m à feuilles unifoliées très caduques. Elle colonise les milieux arides. Elle est très appréciée pour ces propriétés médicinales.
	<i>Retama raetam</i>	R'tem	Plante pouvant atteindre 2 m. Arbrisseau à l'aspect de genêt à longs rameaux verts crénelés et couverts de petits blancs soyeux. Les rameaux deviennent jaune en vieillissant. Feuilles linéaires petites sur les jeunes rameaux en et tombant très vite à la saison chaude, ce qui permet à la plante de résister à la sécheresse car elle offre peu de surface pour l'évaporation. Fleurs blanches en grappes de 5 à 10 fleurs, le calice est pourpre. Le fruit est une gousse ovoïde terminée par un bec.
Monocotylédons			
Poaceae - Gramineae	<i>Stipagrostis pungens</i>	Drinn	Plante résistante à la sécheresse appréciée en graine et particulièrement pour les dromadaires.
	<i>Lygeum spartum</i>	El-Senegh	Plante possédant un fort rhizome rampant émettant des tiges nombreuses érigées formant de belles touffes. Tou plante est glabre. Les longues feuilles sont enroulées sur elles-mêmes ce qui leur donne un aspect cylindrique fleurs sont au bout de la tige, par deux ou trois soudées entre elles, entourées de longs poils et contenues dans grande spathe.
	<i>Stipa tenacissima</i>	El-Helfa	Plante très résistante à la sécheresse. Elle pousse en touffes d'environ un mètre de haut.

Tableau 8. Liste des substrats collectés dans la région de Boussaâda et El-Djelfa.

Famille	Substrats	Nom local	Point de prélèvement
Dicotyledons			
Chenopodiaceae	<i>Atriplex halimus</i>	El-Gtef	Réserve Zaafrane. Alti. : 887 m. N : 34° 50.055' E :003° 04.1544
Asteraceae	<i>Artemisia campestris</i>	EL-Chih	El Maadre. Alti. :496 m, N 35° 15,768'. E004° 13,885. Boussaâda
	<i>Artemisia herba-alba</i>	EL-Chih	El Maadre. Alti. :510 m. N 35° 14.980'. E004° 12.9964. Boussaâda
Fabaceae – Leguminosae	<i>Astragalus gombiformis</i>	Foulet el Ibel	El Maadre. Alti. :496 m, N 35° 15,768'. E004° 13,885. Boussaâda
	<i>Calobota saharae</i>	Merckh	Maatar- El Oued. Alt :584 m. N 35 ° 13.978. E: 004° 09.883
	<i>Retama raetam</i>	R'tem	El Maadre. Alti. : 496 m, N 35° 15,768'. E004° 13,885. Boussaâda
Monocotyledons			
Poaceae – Gramineae	<i>Stipagrostis pungens</i>	Drinn	Zaafrane. Djelfa. Alt. :897m. N :34° 49.18044'. E :002 55.351'
	<i>Lygeum spartum</i>	El-Senegh	Zaafrane. Djelfa.Alt. :897m. N :34° 49.18044'. E :002 55.351'
	<i>Stipa tenacissima</i>	El-Helfa	Région Boussaâda. Alt. :981 m. N : 35° 06.995'. E :007° 51.132°
Fraction palmier dattier	<i>Phoenix dactilyfera</i>	Palmes sèches Pédicelles	Région de Tolga, Biskra.

1.4. Préparation des échantillons

Les échantillons sont recueillis en juin 2009, lorsque les plantes sont au stade de floraison. Entre 06 et 10 spécimens de chaque espèce végétale sont prélevés afin d'obtenir un échantillon représentatif de la biomasse végétale. La partie aérienne des plantes, feuilles, rameaux minces (jeunes tiges) et quelques fleurs (quand elles existent) sont coupés avec des ciseaux et pris immédiatement au laboratoire où les échantillons provenant de différents spécimens sont regroupés et séchés au four à 60 ° C pendant 48 heures.

Les échantillons sont ensuite broyés grossièrement au laboratoire à l'aide d'un hachoir puis broyés une seconde fois avec un broyeur muni d'un tamis de 1 mm pour les analyses chimiques, les expériences de la digestibilité. Des fractions de 3 mm sont utilisées pour les expériences de dégradation *in sacco*. Pour les analyses des tanins, les échantillons sont séchés à température ambiante et leur granulométrie est comprise entre 0,5 et 1 mm.

2. Caractéristiques chimique des fourrages.

2.1 Analyse fourragère.

Les analyses chimiques des fourrages sont réalisées selon les normes décrites par l'AOAC (14, method ID 942.05). Toutes les analyses sont faites en trois répétitions.

2.1.1. Détermination de la matière sèche.

L'intérêt de cette analyse est de déterminer la teneur (en %) de l'eau contenue dans l'échantillon. Elle est déterminée par dessiccation à 105 °C dans une étuve ventilée jusqu'à poids constant. Un gramme de substrat est introduit dans un cristalliseur préalablement taré. Ce dernier est placé dans une étuve à 70 °C pendant 48 heures. Le résidu caractérise la teneur en matière sèche de l'échantillon.

2.1.2. Détermination des sels minéraux

Cette analyse permet le calcul des sels minéraux contenus dans l'échantillon. 3g de substrat préalablement séchés, sont placés dans un creuset en porcelaine, taré puis incinéré dans un four à moufle à 550°C pendant 6 heures. La perte de poids observée au cours de la calcination correspond à la matière organique et le résidu à la matière minérale.

2.1.3. Détermination de la matière azotée totale

L'azote total (N) contenu dans les fourrages est dosé par la méthode de Kjeldahl. Pour cela, on utilise un auto-analyseur. Cette méthode de dosage comporte deux étapes, suivie d'un dosage par titrimétrie.

-Transformation de l'azote organique en azote ammoniacal : Cette réaction chimique est réalisée dans un appareil du type Kheldatherme (marque Gerhardt, Allemagne). L'azote organique d'un échantillon de 0,7g est transformé en azote minéral, le sulfate d'ammonium en l'occurrence. La réaction chimique est réalisée à 350°C, en présence d'un catalyseur (sélénium) et d'acide sulfurique concentré, pendant une heure.

-Transformation de l'azote ammoniacal en ammoniaque : Cette réaction chimique est réalisée à l'aide d'une unité de distillation (marque Buchi K-314, Allemagne). Elle est faite en présence d'une base forte (NaOH, 10N). L'ammoniaque est récupéré par condensation en utilisant la vapeur d'eau, reprise dans 25ml d'une solution d'acide borique à 4% (m/v) contenant un indicateur coloré (rouge de méthyle et bleu de méthylène). Cette solution est titrée par une solution d'HCl (0,1N). La teneur en azote est obtenue à l'aide de l'équation suivante :

$$N = \frac{\text{Vol (HCl)}(\text{ml}) * 14 * 0,1}{\text{Prise d'essai} * \text{MS}(\%)}$$

La teneur en matières azotées totales (MAT) est obtenue en multipliant la teneur en azote par 6,25.

2.1.4. Détermination des composés de la paroi végétale

La détermination des composés de la paroi végétale est réalisée selon le procédé décrit par Van Soest et *al.* (1991).

2.1.4.1. Estimation de la fraction NDF (Neural detergent fibre)

La fraction NDF correspond à la teneur en parois totales des fourrages (cellulose, hémicelluloses et lignine) et des cendres. Cette méthode au détergent neutre repose sur la solubilisation à pH neutre des protéines par le lauryl sulfate de sodium et des substances

pectiques par l'EDTA. L'appareil utilisé est un appareil de digestion automatique du type fiber analysis (marque ANKOM TECHNOLOGY CORPORATION, USA). Le traitement avec la solution NDF permet de solubiliser les polymères de glucose non cellulosique.

➤ **Réactifs**

Sodium dodécyl sulfate (Sigma), éthylène diamine tétra acétique disodique dihydraté (Biochem), borate de sodium (Biochem), phosphate disodique anhydre (Sigma), tri éthylène glycol (Sigma).

➤ **Préparation de la solution NDS (neural detergent solution)**

30g de sodium dodécyl sulfate; 18,61g éthylène diamine tétra acétique disodique dihydraté; 6,81 g borate de sodium; 4,56 g Phosphate disodique anhydre et 10,0 ml tri éthylène glycol sont introduits dans une fiole jaugée de 1000ml. Ces quantités sont dissoutes dans l'eau distillée. La solution est chauffée afin de faciliter la dissolution puis complétée au trait de jauge avec de l'eau distillée. Le pH est ajusté (solution NaOH 1N) entre 6,9 à 7,1.

➤ **Préparation de l'échantillon**

Dans des sacs Daisy, libellées, sont introduits 500mg du substrat préalablement séché. Les sacs sont scellée par une thermoscelleuse (heat sealer). L'appareil est rempli de 02 litres de la solution NDS. Les sacs sont introduits dans l'appareil et portée à ébullition pendant une heure. L'appareil est vidangé de la solution NDS. Les sacs sont alors rincés 03 fois avec de l'eau distillée à 80°C environ pendant 10 minutes. Les sacs sont ensuite lavés à l'acétone et mis pour séchage jusqu'à poids constant dans une étuve réglée à 105°C.

2.1.4.2. Estimation de la fraction ADF (Acid Detergent Fibre)

La fraction ADF correspond à la teneur en parois totales des fourrages (cellulose et lignine). La solution ADF permet d'hydrolyser à chaud les constituants cytoplasmiques, les hémicelluloses et les protéines.

➤ **Réactifs**

- Bromure de tri méthyle ammonium cétylique (Sigma), Solution acide sulfurique 1N (Biochem).

➤ **Préparation de la solution ADS (Acid Detergent Solution)**

Dans une fiole jaugée de 1000 ml, 20g de bromure de triméthylammonium cétylique sont introduits avec 300ml d'acide sulfurique 1N. La solution est complétée au trait de jauge.

➤ Préparation de l'échantillon

Les mêmes sacs Daisy sont utilisés, l'appareil est rempli de 02 litres de la solution ADS. Ensuite, les sacs sont introduits dans l'appareil et portés à ébullition pendant 01 heure. L'appareil est alors vidangé et les sacs rincés 03 fois avec de l'eau distillée chaude pendant 10 minutes. Les sacs sont ensuite lavés à l'acétone et mis pour séchage jusqu'à poids constant dans une étuve réglée à 105°C.

2.4.1.3. Estimation de la fraction ADL (Acid Detergent Lignin)

Cette méthode comporte un traitement à l'acide sulfurique concentré. Le résidu correspond, en plus des cendres, à la lignine brute. Les sacs récupérés, après analyse ADF, sont traités par l'acide sulfurique concentré à 72% pendant 03 heures. Les sacs sont rincés 03 fois avec de l'eau distillée chaude pendant 10 minutes. Ils sont ensuite lavés à l'acétone et mis pour séchage jusqu'à poids constant dans une étuve réglée à 105°C.

3. Analyse des tanins

La présence de facteurs antinutritionnels est mise en évidence qualitativement et quantitativement, selon les méthodes décrites par Larrahondo (1985) et Rosales *et al.* (1989). Tous les échantillons employés pour l'extraction et l'analyse de tanins sont broyés avec un moulin à marteaux pourvu d'une maille de 1 mm.

3.1. Extraction de pigments

1. L'échantillon est laissé dans une étuve à 40°C pendant toute une nuit. Les échantillons sont gardés dans un dessiccateur durant toute l'analyse. 200 mg d'échantillon sont introduits dans des tubes de verre pourvus de bouchon spiralés et 10 ml sont ajoutés d'une solution d'éther éthylique, plus 1% d'acide acétique glaciaire. Les tubes sont passés au bain à ultrasons à une température de 25°C ou agités au vortex pendant 5 min.

2. Les tubes sont centrifugés à 3000 g pendant 10 min à 20°C. Le surnageant est rejeté par aspiration avec des pipettes Pasteur, avec soins pour ne pas altérer le résidu.

3. Ce processus est répété une deuxième fois.

4. Le résidu est séché à 40° C pendant 2-3 heures.

Ce résidu sec est en théorie libre de pigments, puisque ceux-ci sont éliminés (c'est le surnageant qui a dissous les pigments).

3.2. Extraction de tanins libres

La technique de dosage et d'extraction est déterminée selon le procédé de Ammar et *al.* (2008).

➤ **Réactifs:**

- Solutions acétone 70% (pour préparer 1 l = 700 ml acétone + 300 ml eau)

➤ **Procédure**

Dans des tubes à essais, 200 mg de ce résidu sec sont pesés avec 15 ml de la solution d'acétone. Les tubes sont dégazés avec le gaz N₂ inerte et agités. Ensuite, les tubes sont laissés dans un bain d'eau à 4°C (ajout de la glace). Les tubes sont agités pendant 15 minutes puis ils sont fermés et portés dans un bain à ultrasons à 4°C (ajout de la glace) pendant 20 min. Ensuite, les tubes sont agités vigoureusement avec le vortex et centrifugés à 3000 g pendant 10 min à 4°C. Le surnageant est repris avec des pipettes Pasteur (sans altération du résidu) dans des tubes d'essais. Celui-ci constitue l'extrait ORIGINAL (EXT) qui contient les tanins extractibles ou tanins libres. Le surnageant repris dans le tube d'essai est conservé à 4°C. Les tubes sont couverts avec l'aluminium pour éviter leur exposition à la lumière. Le résidu restant dans le tube de centrifugation (RES) est séché à 50°C pendant toute une nuit. Il est ensuite stocké à l'abri de la lumière jusqu'à son utilisation pour la détermination des tanins condensés attachés.

3.3. Méthode de purification du Quebracho

Le quebracho est un extrait végétal, usuellement considéré comme un standard pour le dosage des tanins condensés (Ammar et *al.*, 2008). Il doit être purifié et débarrassé de ces impuretés avant d'être stocké dans un frigidaire ou dans un dessiccateur afin d'être utilisé. Cette opération se fait en trois jours. La technique de purification est basée sur la méthode décrite par Asquith et Butler (1985) et modifiée par Hagermann (1991).

➤ **Réactifs**

- Gel pour chromatographie de filtration : Sephadex LH-20.
- Acétate d'éthyle (Biochem).
- Éthanol (Biochem).
- Acétone (Biochem).

3.4. Analyse des tanins condensés PROANTHOCYANIDINES (Méthode du BUTANOL-HCl)

Cette analyse est faite selon la technique de (Porter *et al.*, 1986) avec les modifications de Makkar (2003a), avec utilisation des tanins quebracho comme standard.

3.4.1. Analyse des tanins condensés libre

➤ Réactifs

- n butanol (Biochem).
- Acide chlorhydrique concentré (37-38%) HCl (Biochem).
- Sulfate ferrique ammoniacal $\text{FeNH}_4(\text{SO}_4) \cdot 2.12\text{H}_2\text{O}$ (Sigma).
- Standard: quebracho purifié.

➤ Préparation de Solutions

- Solutions Butanol-HCl (95:5 v/v) : 950 ml du n -butanol sont mélangés avec 50 ml de HCl concentré (37-38%).
- Réactif Fer (2% de sulfate ferrique Ammoniacal en HCl 2N) : une solution HCl (2N) est d'abord préparée avec 16,6 ml de HCl concentré dans une fiole jaugée de 100 ml, puis elle est ajustée au trait de jauge. La solution est maintenue dans un flacon de verre foncé.

- Partie étalon: Préparation de la gamme standard Hagerman (1991)

- Réactif: Le solvant utilisé est une solution d'acétone à 70% (v/v).
- Préparation de la solution mère: 25 mg du quebracho purifié sont pesés dans une fiole jaugée de 25 ml (on note le poids précis) et complétés au trait de jauge avec le solvant. Afin de préparer la gamme étalon, des dilutions sont reprises à partir de cette solution mère.
- - **Partie essai**
- - Dans des tubes libellés et pourvus de bouchon, 250 μl sont pipetés de l'extrait EXT et 250 μl du solvant acétone, 70% sont ajoutés. Trois répétitions pour chaque tube sont réalisées.
- - 3 ml du réactifs butanol-HCl et 0,1 ml de la solution Fer réactive sont ajoutés pour chaque tube. Les tubes sont ensuite fermés à l'aide des bouchons et ils sont agités vigoureusement.
- - Les tubes sont réchauffés dans un bain d'eau en ébullition à 100°C pendant 60 min puis ils sont refroidis à l'abri de la lumière.
- - Les absorbances de ces solutions sont déterminées à 550 nm.

3.4.2. Analyse des tanins condensés attachés

- 15 ml de butanol-HCl et 0,5 ml de solutions de Fer sont ajoutés directement sur le résidu sec.
- Les tubes sont ensuite agités vigoureusement.
- Les tubes sont déposés dans un bain d'eau en ébullition (100°C) pendant 90 min.
- Les tubes sont refroidis à température ambiante et subissent une centrifugation à 3000g pendant 15 min.
- Le surnageant est pipeté dans des cuves en plastique et la densité optique est lue à 550 nm.
- 15 ml de butanol-HCl et 0,5 ml de solutions de Fer sont ajoutés directement sur le résidu sec.
- Les tubes sont ensuite agités vigoureusement.
- Les tubes sont déposés dans un bain d'eau en ébullition (100°C) pendant 90 min.
- Les tubes sont refroidis à température ambiante et subissent une centrifugation à 3000g pendant 15 min.
- Le surnageant est pipeté dans des cuves en plastique et la densité optique est lue à 550 nm.

3.5. Analyse des phénols totaux (Méthode de Folin-Ciocalteu)

Ces tests sont basés sur le principe de l'oxydoréduction et l'utilisation du réactif Folin-Ciocalteu ou Folin-Denis réactifs. Une autre méthode utilisant le réactif chlorure ferrique est basée sur la propriété de métal complexant des composés phénoliques. La méthode de Folin-Ciocalteu selon le procédé de Julkunen-Tiitto (1985) est largement utilisée pour les phénols totaux en raison de sa haute sensibilité et de sa reproductibilité, cependant, la présence d'agents réducteurs interfère dans le dosage des molécules phénoliques.

Cette méthode suppose que les composés phénoliques qui se lient à des protéines sont les mêmes que ceux qui se lient au vinyle polypyrrolidone (PVPP). Les phénols totaux sont mesurés dans un extrait de plante par la méthode de Folin-Ciocalteu avant et après traitement avec PVPP. Cependant, la présence d'agents réducteurs interfère dans le dosage.

3.6. Analyse des tanins totaux (méthode de Makkar 2003a)

Les tanins sont distingués des non tanins par une matrice solide (PVPP). Une partie de l'extrait de plante est traitée avec le vinyle polypyrrolidone (PVPP) qui possède une haute affinité pour les tanins et sa suppression à l'aide de la centrifugation, après le traitement

(PVPP), les tanins sont éliminés de l'extrait. La différence entre la valeur totale du phénol avant et après le traitement (PVPP) est une mesure des tanins totaux.

Tanins Totaux = Phénols totaux - Phénols qu'ils ne précipitent pas avec PVPP.

4. Fermentation *in vitro* des fourrages par le microbiote ruminal

La technique de fermentation *in vitro* utilisé dans ce travail et celle de Theodureau et *al.* (1994).

4.1. Technique de production de gaz *in vitro*

4.1.1. Principe

La technique de production de gaz *in vitro* est une simulation de la dégradation des aliments par la microflore du rumen. A l'origine, elle a été développée par Menke et *al.* (1979), dans des seringues de verre, remplacées au laboratoire par des seringues en plastique (Arhab, 2006). La technique a ensuite été modifiée par Menke K.H. and Steingass H. (1988). Theodureau et *al.* (1994), par le remplacement des seringues par des flacons en verre. A la fin de la fermentation, le gaz est mesuré à l'aide d'un pression mètre (Delta Ohm DTP704-2BGI, Herter Instruments SL, Barcelona). C'est une technique simple et peu coûteuse, basée donc sur la mesure de la production de gaz (méthane et gaz carbonique), induit par la production des acides gras volatiles (Blümmel and Orskov, 1993; Mould, 2003). L'emploi de modèles mathématiques permet la prédiction des performances métaboliques du microbiote ruminal. Cette technique permet aussi le suivi de la cinétique de la fermentation microbienne.

4.1.2. Description des systèmes de fermentations de Theodureau

Dans ce procédé, la fermentation est réalisée dans des flacons en verre (batch) de 100 ml de capacité (Theodureau et *al.*, 1994). Ce type de système permet l'accumulation des gaz fermentaires dans l'atmosphère intérieure du flacon dont la pression est mesurée à différents intervalles de temps à l'aide d'un pression mètre. L'avantage majeur de l'utilisation de ce type de système réside dans la facilité qu'il présente pour la détermination de la digestibilité réelle. En effet, le système de seringue de Menke nécessite la filtration à l'aide de verre fritté, ce qui peut engendrer des pertes et induit ainsi des erreurs de calculs.

4.1.3. Inoculum

Le jus de rumen, utilisé comme inoculum, est prélevé de 06 moutons pourvus de fistules. Durant toute l'expérience, 3 jus de rumen sont employés. Soit 2 moutons sont utilisés pour chaque jus de rumen.

4.1.4. Etudes *in vitro*

6 moutons mérinos d'âge mûr ($49,4 \pm$ poids 4.23 kg) équipés d'une canule ruminale sont été utilisés pour l'extraction du jus de rumen, pour effectuer les incubations *in vitro* (digestibilité et production de gaz) du matériel végétal. Les animaux sont nourris avec 1 kg de foin de luzerne (composition /kg de MS sèche: 167 g CP, 502 g NDF, ADF 355 g, 71 g ADL), une fois par jour avec accès libre à l'eau et aux minéraux et vitamines. Le liquide ruminal (phase solide plus phase liquide) est prélevé avant le repas du matin et transféré dans des bouteilles thermos préalablement chauffées à 39°C et saturées en CO₂. Au laboratoire, le liquide ruminal des moutons est bien mélangé, puis filtré à travers quatre couches de mousline et barboté avec du CO₂ à 39°C. Toute la manipulation est réalisée sous un flux constant de CO₂.

4.2. *In vitro* digestibilité

La digestibilité *in vitro* de la matière sèche est déterminée selon la procédure ANKOM-DAISY (Ammar et *al.*, 1999) à laquelle deux approches différentes sont appliquées, celle proposée par Tilley and Terry (1963) et celle décrite par Van Soest et *al.* (1966). Les deux techniques sont menées séparément dans différents essais.

Un milieu de culture contenant les solutions macro et micro minérales est préparé selon les compositions décrites dans les tableaux 9 et 10. La solution de résazurine et la solution tampon bicarbonate sont préparées selon la procédure décrite par Van Soest et *al.* (1966). Le milieu est maintenu à 39°C et saturée en CO₂.

L'Oxygène du milieu est réduit par l'ajout d'une solution réductrice contenant de la cystéine-HCl et Na₂S, selon la procédure décrite par Van Soest et *al.* (1966). Le mélange de couleur bleue est chauffé jusqu'à virage de la couleur vers le rose.

Tableau 9. Préparation des solutions de la salive artificielle selon Theodureau *et al.* (1994)

Solution	Elément
Oligo-élément (Solution macro minérale)	CaCl ₂ .2H ₂ O 13,2 g MnCl ₂ .4H ₂ O 10,0 g CoCl ₂ .6H ₂ O 8,0 g Q.s.p. 1000ml
Tampon	NaHCO ₃ 35,0 g NH ₄ HCO ₃ 4,0 g Q.s.p. 1000ml
Eléments minéraux (Solution macro minérale)	Na ₂ HPO ₄ 5,7 g KH ₂ PO ₄ 6,2 g MgSO ₄ .7H ₂ O 0,6 g Q.s.p. 1000ml
Solution réductrice	NaOH (1N) 4 ml Na ₂ S.9H ₂ O 0,625 g. L-Cystéine 0,625 g. Q.s.p. 100 ml
Solution d'oxydo réduction	Résazurine 0,1 g. Q.s.p. 100 ml

La solution est barbotée avec un flux continu du CO₂, ce qui entraîne la réduction de la salive artificielle indiquée par le virage de la couleur du rose au transparent.

A cette étape, le jus de rumen est ajouté dans le milieu dans la proportion (1V/4V). 400 mg de substrat sec sont pesés dans des sacs Daisy composés de fibres artificielles (taille de 5cm × 5cm, taille des pores de 20 µ). Ces sacs sont ensuite scellés avec un thermo sceller et placée dans des jarres d'incubation. Chaque jarre est un récipient étanche en verre de 5L de capacité.

Tableau 10. Composition de la salive artificielle selon Theodreau et *al.* (1994)

Solution	Volume (ml)
Solution micro minérale	4,80
Solution tampon	950
Solution macro minérale	950
Resazurine	4,80
Solution réductrice	190
Eau distillée Q.s.p.	4000

La jarre est fermée avec un couvercle en plastique muni d'une vanne unique de manière à éviter l'accumulation des gaz de fermentation. Chaque jarre d'incubation est rempli avec 2 litres de jus de rumen tamponné. Les jarres sont ensuite placées dans l'appareil (Ankom Daisy système de digestion II, ANKOM Technology Corp, Fairport, New York, USA) à 39°C.

L'appareil permet une rotation continue afin de faciliter l'immersion effective des sacs Daisy dans la solution ruminale. Après 48 h d'incubation, les sacs sont retirés des jarres et lavés à l'eau froide puis rincés abondamment avec de l'eau distillée. Ils sont ensuite soumis à une digestion pepsine-HCl (2g pepsine/1000 ml HCl 0.1N), selon la procédure décrite par Tilley et Terry (1963). Ils sont ensuite rincés à l'eau froide puis lavés à l'aide d'une machine à laver pendant 5 minutes. Ils sont alors pesés. Cette mesure permet de calculer la digestibilité apparente *in vitro* (AIVD) selon la méthode originale de Tilley et Terry (1963). Afin de déterminer la digestibilité réelle *in vitro* (TIVD), ces sacs sont soumis à un traitement avec une solution de neutral detergent solution (NDS) à 100°C pendant 1 h, selon le protocole décrit par Van Soest et *al.* (1966). Ce traitement supprime les parois des cellules bactériennes et autres produits endogènes. Quatre répétitions sont réalisées (quatre sacs par échantillon).

4.3. Production de gaz *in vitro*.

Les profils de production de gaz sont obtenus par une adaptation de la technique décrite par Theodorou et *al.* (1994). 500 mg de chaque substrat sont incubés dans des flacons en verre 120 ml de capacité. A chaque flacon, 50 ml du liquide ruminal dilué sont ajoutés (10

ml du jus de rumen et 40 ml de la salive artificielle). Les flacons sont ensuite fermés avec des bouchons en caoutchouc, puis sertis avec une capsule en aluminium. Les flacons sont secoués et placés dans l'incubateur à 39°C. Le suivi de la cinétique de fermentation est réalisé par la mesure de la pression de gaz (Theodorou et *al.*, 1994) à l'aide d'un pression mètre (fig. 18) muni d'une sonde (Delta Ohm DTP704-2BGI, Herter Instruments SL, Barcelona) produit à plusieurs temps d'incubation 3, 6, 9, 12, 16, 21, 26, 31, 36, 48, 60, 72, 96, 120 et 144h.

Afin de faire les corrections nécessaires, des flacons blancs sont aussi incubés. Pour cela, quatre bouteilles de sérum ne contenant que l'inoculum liquide du rumen sont incubées et utilisés pour compenser la production de gaz en l'absence de substrat.

A la fin des incubations, les contenus des flacons sont filtrés sous vide en creusets de verre fritté, préalablement tarés puis séchés à 105°C pendant 48 heures, afin d'estimer le potentiel de disparition de la matière sèche (D144, g/g MS).

Les incubations sont réalisées en trois séries en employant trois jus de rumen différents. Chaque jus de rumen provient de deux animaux. Chaque série est réalisée en deux répétitions (deux bouteilles/substrat /jus de rumen). Soit 6 répétitions pour chaque échantillon. Le volume de gaz (ml/g MS) produite après 24 h d'incubation (G24) est utilisé comme indice de digestibilité et valeur nutritive de l'énergie, comme suggéré par Menke et Steingass (1988).

Afin d'estimer les paramètres cinétiques de production de gaz, les données de production de gaz sont déterminées par le modèle exponentiel proposé par France et *al.* (2000) : $G = A [1 - e^{-k(t-L)}]$ où G (ml) représente la production cumulative de gaz à l'instant t; A (mL) est la production de gaz asymptotique; c (h^{-1}) est le taux fractionnaire de la production de gaz et L (h) est le temps de latence.

Selon France et *al.* (2000), la dégradabilité effective dans le rumen ED (g/g MS) pour une vitesse de passage (k, h^{-1}) peut être estimé selon la formule :

$$ED = ((c \times D144)/(c+k)) e^{-kL}$$

où K ($\% h^{-1}$) correspond au temps de séjour des aliments dans le rumen. Elle est calculée pour $k=0.03 h^{-1}$ qui est généralement considéré comme le temps de séjour des particules dans le rumen de moutons recevant une ration à base de fourrage grossier.

4.3.1. Calcul et expression des résultats

Dans ce système de Théodureau et *al.* (1994), le nombre de moles de gaz est déduit de la loi des gaz parfaits: $PV=n R T$.

Où P est la pression enregistrée du batch, V: volume mort du batch, R: constante des gaz parfaits (0,082 L atm /K°.mol), T: température du gaz en °K.

4.3.2. Mesures de la digestibilité *in vitro* des fourrages.

4.3.2.1. Digestibilité apparente (AIVD)

Après fermentation dans le système de Jarres Daisy. Les sacs sont lavés dans une machine à laver puis rincés abondamment avec de l'eau distillée. Ensuite, ils sont séchés pendant une nuit à 105°C. La digestibilité apparente de la matière sèche organique des fourrages est déterminée selon la formule:

$$AIVD=100*\frac{(MS_i-MS_r)-MS_b}{MS_i}$$

Où MS_i: prise d'essai sec introduite dans chaque batch,

MS_r: correspond à la matière sèche résiduelle après fermentation,

MS_b représente la moyenne du résidu sec du blanc.

4.3.2.2. Digestibilité réelle (true digestibility) de la matière sèche (TIVD)

Elle est déterminée selon les procédés décrits par Makkar (2000) et Blummel and Becker (1997). Cette opération a pour but de libérer les microorganismes adhérant aux substrats non dégradés. A la fin de la fermentation, le contenu de chaque batch est traité avec la solution NDS (neural detergent solution). Les échantillons sont portés à ébullitions à 100°C pendant une heure puis ils sont lavés abondamment avec de l'eau distillée et séchés dans une étuve à 105°C pendant une nuit.

$$TIVD(\%)=100*\frac{(MS_i-MS_r)}{MS_i}$$

Où MS_i: Résidu sec dans chaque batch,

MS_r: correspond à la matière sèche résiduelle après digestion avec la solution NDS,

4.4. Analyse qualitative et quantitative des acides gras volatiles

La composition et les concentrations des acides gras volatils, présents dans le jus de rumen sont déterminés par chromatographie en phase gaz de type gaz-liquide muni d'un injecteur automatique (SHIMADZU AOC-20I), selon la technique de Jouany (1982) .

Le type du détecteur est un détecteur à ionisation de flamme (FID). Contrairement au TCD (détecteur à conductibilité thermique) où on emploie un seul gaz (gaz vecteur), le détecteur FID exige l'utilisation de trois gaz. Un gaz vecteur (phase mobile) qui est généralement de l'azote ou l'hélium, un gaz carburant (l'hydrogène) et un gaz comburant (air). La spécificité du FID est que l'échantillon brûle dans une flamme. Pour cela, l'échantillon doit être obligatoirement organique.

Les AGV sont séparés selon leur coefficient de partage entre la phase mobile et la phase stationnaire. La méthode de dosage choisie est celle de l'étalon interne (Harvey, 2005). Cette technique exige l'introduction d'une certaine quantité de l'étalon interne à la fois à la partie étalon et la partie essai. De ce fait, cette méthode donne des résultats beaucoup plus fiables que la méthode de l'étalon externe qui requiert seulement deux surfaces (surface étalon et surface de l'échantillon). En effet, avec la méthode de l'étalon interne, on utilise pour le calcul des concentrations des AGV, quatre surfaces: surface de l'étalon interne (dans la partie étalon), surface du standard dans la partie étalon), surface de l'étalon interne (dans la partie essai), surface de l'échantillon. L'étalon interne utilisé est l'acide crotonique.

4.4.1. Préparation des échantillons

La quantité de substrat pesée dans chaque bouteille est de 400 mg. Comme pour la production de gaz, 50 ml de la solution rumen et salive artificielle (1v/4v) sont ajoutés à la bouteille. Les bouteilles sont ensuite laissées dans une étuve réglée à 39°C pendant 24 heures. Afin de faire les corrections nécessaires, des flacons blancs sont aussi incubés. Pour cela, deux bouteilles ne contenant que l'inoculum liquide du rumen sont incubées et utilisés pour compenser la production d'acides gras volatiles en l'absence de substrat. Deux répétitions sont réalisées (une bouteille/substrat /jus de rumen).

4.4.2. Protocole d'analyse

➤ Réactifs

- Réactif métaphosphorique (sigma).
- Acide chlorhydrique (biochem) 0,5 N.

➤ **Préparation de la solution mère étalon interne (acide crotonique)**

1 g de l'acide crotonique et 5 g du réactif métaphosphorique sont pesés puis introduits dans une fiole jaugée de 250 ml. Ce mélange est dissout et ramener au trait de jauge avec une solution HCl (0,5N).

➤ **Partie étalon**

Préparation de la solution mère étalon

Les quantités de standard sont pesées selon le schéma suivant:

-Acide acétique: 3 g.

-Acide propionique: 1 g.

-Acide butyrique: 1 g.

-Acide iso butyrique: 0,3g.

-Acide valérique: 0,3g.

-Acide iso valérique: 0,3g.

Dans une fiole jaugée de 1000 ml, ces quantités de standards sont introduites avec une quantité suffisante d'eau distillée, puis il faut compléter au trait de jauge avec le même solvant.

➤ **Préparation des solutions fille étalon**

Pour chaque substrat et dans trois tubes epindorff de 2 ml, préalablement libellées, 0,5 ml sont introduits de la solution étalon interne avec 0,8 ml de la solution mère étalon. Les tubes sont bien agités puis ils sont laissés au repos pour une nuit. Les tubes sont centrifugés à 13500 Rpm et à 4 °C pendant 10 minutes. A l'aide des pipettes pasteur, les surnageant sont transférés dans des viales préalablement libellés, ils sont ensuite soumis à l'analyse chromatographique.

➤ **Partie essai**

Après 24 heures d'incubations, les bouteilles sont placées dans un bain à glace afin d'interrompre la fermentation. Après refroidissement et dans des tubes epindorff de 2 ml, préalablement libellées, 0,5 ml de la solution étalon interne et 0,8 ml de la solution jus de rumen sont introduits. Les tubes sont agités puis ils sont laissés au repos pendant toute une nuit. Les tubes sont centrifugés à 13500 Rpm à 4 °C pendant 10 minutes. A l'aide des pipettes pasteur, les surnageant sont transférés dans des viales préalablement libellés puis ils sont soumis à l'analyse chromatographique.

➤ **Conditions chromatographiques**

L'analyse des échantillons se fait en isothermes pendant 10 minutes. Les températures des fours de l'injecteur, du détecteur FID et de la colonne sont 220°C, 250°C et 230°C respectivement. La pression du gaz vecteur est fixée à 0,5 bar. La colonne choisie de

diamètre intérieur de 0,25 mm, est une colonne capillaire de longueur de 25 m. Elle est remplie d'une phase stationnaire du type CP-WAX 58.

4.4.3. Calcul

Pour la détermination des différentes concentrations en AGV, il faut d'abord calculer le facteur de réponse K_p pour chaque acide gras selon la formule:

$$K_p = \frac{C_{ei} \cdot A_t}{C_t \cdot A_{ei}}$$

Où:

C_{ei} est la concentration de l'étalon interne dans la partie étalon.

C_{std} est la concentration de l'étalon dans la partie étalon.

$A_{ei\ std}$ est l'aire de l'étalon interne dans la partie étalon.

A_{std} est l'aire de l'étalon dans la partie étalon.

Une fois le facteur de réponse est déterminé, la concentration de chaque acide gras est calculé selon la formule suivante:

$$C_x = K_p * \frac{C_{eix} \cdot A_x}{A_{eix}}$$

Où:

C_{eix} est la concentration de l'étalon interne dans la partie essai (échantillon).

A_{eix} est l'aire de l'étalon interne dans la partie essai.

A_x est l'aire de l'échantillon.

4.5. Analyse quantitative des gaz

La production de méthane est analysée par chromatographie en phase gaz (SHUMADZU GC-14B) selon la technique de Van Nevel (1970). La température du four de l'injecteur est de 130°C, celle du four de la colonne est de 100°C et celle du détecteur FID est de 120°C.

La colonne est une colonne capillaire de 23 mètre de longueur et de 2,1 mm de diamètre intérieur (stainless steel column), remplie avec une phase stationnaire du type 60-80 mesh carboxen 1000. Le volume injecté varie de 100 à 200 µl. Le gaz vecteur est l'hélium (Pression 100 kPa). Le mode d'élution se fait à débit constant. La concentration du gaz est déterminée par utilisation d'une courbe étalon établie grâce à un gaz standard certifié (Alphagaz, N° 0735562.00).

Un système de seringues munies d'une valve est raccordé à la sonde du transducer et utilisé d'une part pour permettre la mesure de la pression et, d'autre part, pour permettre le prélèvement d'un échantillon de gaz en vue de son analyse chromatographique. Le volume du dioxyde de carbone est calculé par différence entre le gaz total enregistré et le volume du méthane produit.

4.5.1. Les modèles de mathématiques appliqués

Afin de déterminer les paramètres de la modélisation de la fermentation *in vitro* des substrats, deux modèles mathématiques sont retenus. Le modèle de France et celui d'Orskov.

➤ Modèle de France (France et *al.*, 2000): $Y = a (1 - e^{-c(t-L)})$

Avec :

- Y (ml de gaz/g MS ou mmol/g MS): Production de gaz après chaque temps d'incubation,
- a (ml de gaz/g MS ou mmol/g MS): Production de gaz asymptotique,
- c (% h⁻¹): vitesse de production de gaz.

➤ Modèle d'Orskov (Blümmel and Orskov 1993). $Y = a + b (1 - e^{-c(t-L)})$

Avec :

- Y (ml de gaz/g MS ou mmol/g MS): Production de gaz après chaque temps d'incubation,
- a (ml de gaz/g MS ou mmol/g MS): Production de gaz à partir de la fraction soluble,
- b (ml de gaz/g MS ou mmol/g MS): Production de gaz à partir de la fraction insoluble mais potentiellement fermentescible,
- c (% h⁻¹): vitesse de production de gaz.

Le choix de ces deux modèles est motivé par leur convergence. Ainsi, l'exécution du logiciel statistique SAS, par l'utilisation de programmes numériques et itératifs n'a permis l'obtention de résultats que pour ces deux modèles. En effet, la modélisation à partir d'une base de données est tributaire de l'exécution du programme numérique. La nature des données et la forme des fonctions mathématiques influencent particulièrement et significativement l'opération de modélisation.

4.5.2. Observations et calculs

Les facteurs N méthane sont calculés par différence entre la production de gaz total et celle spécifique du méthane pour chaque bouteille, en prenant en compte la situation dans les

bouteilles témoins (blanc) correspondantes. La concentration du méthane est déterminée comme suit :

$$\frac{\text{production nette de méthane}}{\text{production nette de gaz}} \times 100$$

Un autre paramètre calculé est l'augmentation en méthane (AM) exprimée en % après addition du PEG, il est exprimé selon l'équation:

$$\text{AM (\%)} = \frac{\text{Production du méthane avec addition PEG (ml)} - \text{Production du méthane sans PEG (ml)}}{\text{Production du méthane sans PEG (ml)}} \times 100$$

5. Mesure *in situ*

La technique de dégradation *in sacco* dans le rumen de l'animal a permis de suivre la dégradation des différents substrats de la matière sèche, les constituants de la paroi végétale (NDF) et la fraction matière azotée totale.

5.1. Animaux et rations

L'expérience est réalisée sur trois moutons, castrés et âgés de 12 mois, ayant un poids moyen de 80,5±3,5kg. Les animaux sont logés dans des hangars et séparés selon leurs espèces.

Les animaux sont placés dans des cages en bois (fig. 12) et munis de fistules permanentes de 50 mm de diamètre. Les animaux reçoivent une ration journalière de 1,2 kg de foin dactyle (90,1% MS, 9,2% MM, 42,5% CP), distribuée en deux repas égaux à 08 heures le matin et 16 heures le soir. L'eau et les vitamines sont disponibles *ad libitum*. Une période d'adaptation de 02 semaines est nécessaire afin de permettre une bonne stabilisation du microbiote ruminal.



Figure 14. Animaux fistulés servant pour les études *in vitro* et *in situ*.

5.2. Principe et méthodologie

C'est technique complémentaire de la production de gaz *in vitro* consiste à évaluer l'activité métabolique du microbiote ruminal *in situ* et à déterminer la dégradation du substrat *in vivo*. Elle est réalisée selon la méthodologie décrite par Michalet-Doreau et *al.* (1987) et détaillée par López et *al.* (1991, 1999). Pour cette expérience, les échantillons doivent avoir une granulométrie de 3 mm. 3 g de chaque fourrage sont pesés et placés dans des sachets ou dans des sacs en nylon de dimensions externes 14 x 13 cm et de 40-50 μ m. Les sacs sont préalablement identifiés selon un code mentionnant le point cinétique, le substrat et la répétition. Ils sont ensuite soudés afin d'assurer l'étanchéité. Un œillet est fixé sur le haut de chaque sachet. Pour cela, deux soudures, situées à 3 cm de la première soudure sont réalisées afin de réduire les dimensions à 5 x 10 cm.

Les sachets sont réunis par point de cinétique et par animal et attachés ensemble à l'aide d'une ficelle en nylon indigestible. 3 répétitions sont effectuées par point cinétique et pour chaque substrat (3 répétitions/3 mouton/temps/substrat). Assemblés en paquet, les sachets sont alors lestés à un anneau de plomb. Ce dernier est lié par une ficelle à l'extérieur de la canule et il reste suspendu dans le rumen. Les sachets sont introduits juste avant le repas du matin.

Les mesures cinétiques de fermentation ruminale sont effectuées après 24 et 96 heures d'incubation. Après chaque temps d'incubation, la ficelle est coupée et les sachets correspondant sont retirés du rumen. Ils sont ensuite lavés sommairement sous un courant d'eau froide. Ils subissent un deuxième lavage dans une machine à laver, à raison de 5 à 6 cycles de 5 minutes, jusqu'à clarté de l'eau. Puis, ils sont pesés après séchage pendant 48 heures à 70°C afin de calculer la disparition *in situ* de la matière sèche. Les sachets sont ensuite vidés de leurs contenus et des prises d'essais sont prélevées à partir des résidus afin de déterminer la disparition *in situ* de la matière azotée totale et de la fraction de la paroi totale. En parallèle, pour estimer la fraction de matière sèche immédiatement soluble dans le rumen, des sachets contenant la même quantité de fourrage sont placés individuellement dans des béchers contenant 250 ml de salive artificielle (Vérité R. and Demarquilly C., 1978), puis ils sont agités vigoureusement pendant une heure à 39°C. La solution est ensuite filtrée à travers du papier filtre Dumax afin de déterminer les pertes en particules (pertes physiques). Les sachets et les filtres sont ensuite séchés pendant 48 heures à 70°C. La fraction soluble est égale à la différence entre la fraction totale disparue du sachet et les pertes physiques.

5.3. Calculs et expressions des résultats

Les résultats de la dégradation *in sacco* sont exprimés en pourcentage de substrat résiduel ou dégradé, par rapport à la prise d'essai initiale.

1. Digestibilité de la matière sèche

$$\text{MS disparu} = \frac{\text{MS incubée} - \text{MS résiduelle}}{\text{MS incubée}}$$

MS incubé = poids de l'échantillon et MS résiduelle = poids final – poids bague vide.

2. Digestibilité de la matière azotée totale

$$\text{CP disparu} = \frac{\text{CP incubée} - \text{CP résiduelle}}{\text{CP incubée}}$$

$$\text{CP incubé} = \frac{\text{MS incubée} \times \% \text{ CP dans l'échantillon}}{100}$$

$$\text{CP résiduelle} = \frac{\text{MS résiduelle} \times \% \text{ CP dans le résidu}}{100}$$

3. Digestibilité de la fraction NDF

$$\text{NDF disparu} = \frac{\text{NDF incubé} - \text{NDF résiduelle}}{\text{NDF incubé}}$$

$$\text{NDF incubé} = \frac{\text{MS incubés} \times \% \text{ NDF dans l'échantillon}}{100}$$

$$\text{NDF résiduelle} = \frac{\text{MS résiduelle} \times \% \text{ NDF dans le résidu}}{100}$$

Les cinétiques de la dégradation de la matière sèche de la paroi totale et de la fraction ligno-cellulosique sont ajustées au modèle de France (France et *al.*, 2000):

$$D(t) = a (1 - e^{-c(t-L)})$$

D(t) correspond au pourcentage de disparition du constituant après à un temps d'incubation t (heures).

- a correspond au pourcentage de disparition asymptotique,
- c (% h⁻¹): vitesse de production de gaz.

6. Aspects antinutritionnels des fourrages

6.1. Problématiques et objectifs

L'objectif de cette partie consiste à élucider l'effet probable des tanins sur le processus de fermentation *in vitro* de ces substrats par leur éventuelle influence sur nos marqueurs d'études: production de gaz, digestibilité, production de biomasse. L'effet biologique des tanins est révélé par l'addition d'un agent chimique, possédant une grande affinité pour les tanins, le polyéthylène glycol (PEG, PM=4000 Dalton), complexant spécifique des tanins.

6.2. Effet du polyéthylène glycol sur l'activité biologique

Cet essai est réalisé selon la méthodologie décrite par Menke et *al.* (1979). La production de gaz est mesuré dans des bouteilles contenant 400 mg de fourrage (Blümmel and Orskov, 1993; Makkar, 2000). A cet effet, deux séries sont conduites, une série sans PEG et une autre série avec PEG. Les bouteilles de la série avec PEG reçoivent 2 ml d'une solution PEG 25% (m/v), soit 500 mg de PEG pour chaque bouteille. Pour la série sans PEG, on ajoute

2 ml d'eau distillée. Ensuite, on ajoute à chaque flacon, 50 ml du liquide ruminal dilué (10 ml du jus de rumen et 40 ml de la salive artificielle). Les flacons sont ensuite fermés avec des bouchons en caoutchouc, puis sertis avec une capsule en aluminium. Les flacons sont secoués et placés dans l'incubateur à 39°C. Le suivi de la cinétique de fermentation est réalisé par la mesure de la pression de gaz (Theodorou et *al.*, 1994) à l'aide d'un pression mètre muni d'une sonde (transducer) produit à plusieurs temps d'incubation 6, 12, 24 et 48 heures. Deux bouteilles sont utilisées pour chaque substrat et chaque source d'inoculum (chaque jus de rumen est prélevé de trois moutons). Trois inoculum différents sont utilisés séparément, ce qui donne trois répétitions pour chaque traitement avec ou sans PEG. L'activité des tanins est calculée par le rapport entre le gaz mesuré dans les flacons avec PEG et le gaz enregistré dans les flacons sans PEG, pour chaque fourrage et chaque jus de rumen.

6.3. Effet du polyéthylène glycol sur la production de biomasse microbienne et le facteur de partition

Afin d'évaluer l'impact des tanins sur la production *in vitro* de la biomasse microbienne et le facteur de partition, deux séries de pesées sont conduites, une série sans PEG et une autre avec PEG. La technique utilisée est celle de (Ammar et *al.*, 1999) selon la procédure ANKOM-DAISY .

400 mg de substrat sec sont pesés pour chaque série dans des sacs Daisy. Ces sacs sont ensuite scellés avec un thermo sceller.

Un milieu de culture contenant la salive artificielle est préparé selon la procédure décrite par Van Soest et *al.* (1966). A cette étape, l'inoculum (jus de rumen composé de trois animaux) est ajouté dans le milieu à la proportion 1/4 (v/v).

Pour cette expérience, deux jarres numérotées sont utilisées pour chaque traitement (avec et sans PEG). Chaque jarre d'incubation est remplie de 2 litres de jus de rumen tamponné. Pour l'expérience avec PEG, 500 g de PEG sont dissouts dans chaque jarre correspondante. Les sacs de chaque série (avec et sans PEG) sont placés dans leurs jarres respectives. Les jarres sont ensuite incubées dans l'appareil (Ankom Daisy système de digestion II, ANKOM Technology Corp, Fairport, New York, USA) à 39 °C. Après 48 heures, les sacs sont rincés à l'eau froide puis lavés à l'aide d'une machine à laver, puis pesées.

7. Analyses statistiques

Une analyse de la variance (Steel et Torrie, 1980) est réalisée sur les données de la digestibilité *in vitro*, la cinétique de production de gaz et la dégradabilité *in situ*, en prenant en compte, l'espèce fourragère comme source de variation (effet fixe) et la source d'inoculum (effet aléatoire) comme facteur de blocage. Le test de comparaison multiple de Tukey's est utilisé pour déterminer la moyenne qui diffère du reste du groupe. Elles sont considérées significativement différentes pour une valeur de probabilité ($P < 0,05$).

Des coefficients de corrélation linéaires de Pearson sont déterminés par paires entre les variables étudiées. Le regroupement des espèces fourragères à partir d'une analyse multi variée de toutes les données enregistrées (composition chimique, concentrations en tanins et activité biologique, *in vitro* digestibilité, cinétique de fermentation de production de gaz et données *in situ* de dégradabilité) et l'évaluation de l'influence relative de chaque variable sur ce regroupement sont établies par une analyse des composants principaux.

Les paramètres des modèles mathématiques sont déterminés par les programmes numériques et itératifs NLIN (régressions non linéaires) du logiciel SAS. Des analyses de la variance et des matrices de corrélation sont réalisées respectivement par les programmes MIXED, CORR et FACTOR, avec le logiciel SAS (SAS Institute, 2008).

Résultats et Discussions

1. Analyses des substrats

1.1. Constituants cellulaires

La composition chimique des fourrages collectés et sélectionnés dans la région de Boussaâda et Djelfa, ainsi que celle des fractions du palmier dattier et du foin de vesce avoine est montrée dans le tableau 11. L'examen de ce tableau montre que tous les substrats renferment des teneurs élevées et peu différentes en matière sèche (MS). *Artemisia campestris* possède le taux le plus élevé (986,87 g/kg) suivi par les feuilles du palmier dattier (954,68 g/kg), alors que le taux le plus faible en MS est enregistré chez *S. tenacissima* (931,02 g/kg). *A. herba-alba*, *L. spartum*, *R. raetam*, *A. herba-alba*, *C. saharae*, *S. pungens* et *A. gombiformis* ont des contenues en MS significativement similaires (951,19; 948,17; 947,59 ; 946,46; 946,00; 945,44g/kg respectivement) ($P > 0,05$). La zone géographique aride où se trouvent ces plantes fourragère explique ces faibles taux d'humidité. En dehors de *A. halimus*, des feuilles de palmier dattier, de *A. gombiformis*, de *A. campestris* et de *A. herba-alba* qui renferment des teneurs élevées en matière minérale (MM), tous les autres fourrages ont une teneur en (MM) inférieur à 60 g/kgMS, soit moins de 6%. La teneur la plus élevée est enregistrée chez *A. halimus* (195,54 g/kg MS) et *S. tenacissima* présente le taux le plus faible (35,88g/kg MS) ($P < 0,05$). Ces résultats sont différents des résultats rapportées par (Bokhari et al., 1990 ; Stringi et al., 1991; Arhab, 2006). Selon Spear (1994), la concentration des éléments minéraux dans les plantes varie fortement avec le type de sol, le climat, le stade de la maturité et la saison de la récolte. En plus de ces facteurs, dans notre cas l'éventuelle contamination des parties aériennes par la silice peut aussi expliquer ces taux élevés de MM.

Beaucoup de fourrages méditerranéens ont une faible valeur nutritive et ne jouent pas habituellement un rôle important en production animale pour cette raison mais aussi pour d'autres facteurs, comme la teneur basse en CP (crude proteins = protéines brutes totales) de quelques espèces arbustives (Cabiddu et al., 2000). La teneur en CP des fourrages est plus élevée que le niveau minimum de 7-8% MS requis pour un fonctionnement du rumen et une alimentation convenables des ruminants (Van Soest, 1994).

La teneur en CP des échantillons étudiés varie considérablement ($P < 0,001$). La valeur est particulièrement élevée chez *A. gombiformis* (223,35 g/kg MS), suivie par *A. halimus* (153,57 g/kg MS). Elle est la plus faible pour *L. spartum* (72,73 g/kg MS). Ces

résultats sont comparables aux données rapportées pour des arbustes tunisiens et méditerranéens (Rodriguez et *al.*, 1973b; Cabiddu et *al.*, 2000; Frutos et *al.*, 2002 ; Ammar et *al.*, 2004a; Arhab 2006). Le faible contenu en CP dans *L. spartum* et *S. tenacissima* peut être probablement dû aux proportions élevées de feuilles mûres dans l'échantillon. Comme attendu, la teneur en CP des plantes légumineuses est plus élevée chez *A. gombiformis* et pratiquement semblable pour *C. saharae* (109,77 g/Kg MS) et *R. raetam* (108,71 g/Kg MS). En effet, les fourrages légumineux et les arbustes sont employés pendant des années comme aliments pour le bétail dans beaucoup de régions du monde, principalement en raison de leur haute teneur en valeur protéique (Tolera et *al.*, 1997; Ammar et *al.*, 2004b). Cette caractéristique peut être attribuée à la faculté de ces fourrages à fixer l'azote atmosphérique grâce aux Rhizobia associés à leurs nodosités. Cependant, une grande différence est notée entre les contenus en MAT des légumineuses : *C. saharae*, *R. raetam* et *A. gombiformis* (2 fois). Celle-ci est probablement due aux différences entre les légumineuses dans l'accumulation de l'azote durant leur période de croissance car la récolte a été réalisée au même stade végétatif (floraison). Ceci dit et compte tenu du contenu élevé en MAT, l'utilisation de ces légumineuses est indiquée comme supplément protéique aux fourrages de mauvaise qualité et aux sous produits fibreux. Cette proposition doit être envisagé avec précaution car la digestibilité de l'azote est dépendante des composés phénoliques et en particuliers, les tanins. (Tolera et *al.*, 1997b). La teneur en MAT du standard est plus faible que celle enregistrée par Fonseca et *al.* (1998) mais elle est comparable à celui d'un foin de bonne qualité mesurée par Hadjigeorgio et *al.* (2003). Toutefois, la teneur élevée en CP de certains fourrages doit être considéré avec précaution car il peut se révéler comme paramètre trompeur, du fait que toutes les protéines sont en principe dégradées mais les facteurs anti-nutritifs peuvent réduire leur disponibilité en dessous de la concentration nécessaire. Par conséquent, la teneur en matière azotée ne devrait pas être le seul critère pour juger des caractéristiques d'une plante fourragère. En effet, des résultats obtenus par quelques auteurs (Barry et *al.*, 1986; Waghorn et *al.*, 1994; Arhab, 2006) indiquent que la réactivité, la structure, le poids moléculaire des végétaux et les interactions de leurs différents métabolites secondaires sont plus importants que les niveaux contenus dans la détermination de l'aptitude d'une espèce végétale donnée comme complément protéique.

Tableau 11. Composition chimiques (g/kg MS) des plantes fourragères collectées dans la région de Boussaâda et Djelfa.

Famille	Substrats	MS (g/kg)	OM	NDF	ADF	ADL	Hemi.	Cellu.	MAT	Azote	MM
Dicotylédons											
Chenopodiaceae	<i>A. halimus</i>	932,22	804,46	360,05	181,30	59,92	178,75	121,38	153,57	24,57	195,54
Asteraceae	<i>A. campestris</i>	986,87	897,61	330,40	211,46	97,51	118,94	113,95	115,00	18,40	102,39
	<i>A. herba-alba</i>	951,19	920,00	378,10	258,37	101,09	119,73	157,28	123,94	19,83	80,00
Fabaceae - Leguminosae	<i>A. gombiformis</i>	945,44	870,83	340,44	217,95	46,70	122,49	171,25	223,35	35,74	129,17
	<i>C. saharae</i>	946,46	954,49	573,86	427,16	135,16	146,71	291,99	109,77	17,60	45,51
	<i>R. raetam</i>	947,59	956,09	623,18	445,38	199,45	177,81	245,92	108,71	17,39	43,91
Monocotylédons											
Poaceae-Gramineae	<i>S. pungens</i>	946,00	945,42	770,82	424,94	58,26	345,88	366,68	95,23	15,24	54,58
	<i>L. spartum</i>	948,17	935,49	800,53	535,22	62,53	265,31	472,69	72,73	11,64	64,51
	<i>S. tenacissima</i>	931,02	964,12	792,56	475,49	73,22	317,07	402,27	74,61	11,94	35,88
Fraction du palmier dattier	Feuilles	954,68	850,77	629,16	447,20	85,97	181,96	361,23	60,34	9,65	149,23
	Pedicelle	939,11	940,30	535,93	334,83	80,04	201,10	254,79	32,93	5,27	59,70
Standard	Vesce-Avoine	935,09	941,76	585,19	316,83	45,21	268,37	271,62	112,36	17,98	58,24

ADF: acid detergent fibre; ADL: acid detergent lignin; Cellu: cellulose ; Hemi: hemicelluloses; MAT : matière azotée totale; MM : matière minérale.
MS: matière sèche; NDF: neutral detergent fibre; OM: matière organique.

Selon les travaux de Paterson et *al.* (1996), les fourrages dont les teneurs en MAT sont inférieurs à 70 mg/g de MS exigent une supplémentation azotée pour améliorer leur ingestion par les ruminants. Norton et *al.* (2005) stipule que ce type de fourrages ne peut pas fournir les minima d'azote nécessaire au microbiote ruminale pour assurer une activité métabolique maximum. Les résultats de la fraction du palmier dattier sont exactement similaires à ceux d'Arhab (2006). Cependant, à l'exception de la fraction du palmier dattier et pour l'ensemble des fourrages, les teneurs en MAT sont comparables aux fourrages des zones arides, apparemment sans relation de spécificité géographique : Ouest Tunisiens (55-221 g/Kg MS, Guasmi-Boubaker et *al.*, 2005), zones arides Egyptiennes (124-185 g/Kg MS, Salem et *al.*, 2005), régions d'Afrique de l'Ouest (137-212 g/Kg MS Rittner and Reed, 1992), Afrique de l'Est (156-275 g/Kg MS, Nshalai et *al.*, 1994), des régions tropicales (211 g/Kg MS, Larbi et *al.*, 1994).

L'analyse de la composition chimique des substrats révèle qu'ils contiennent des quantités modérées en MAT. Ils sont très riches en composés pariétaux et ils contiennent des concentrations modérément élevées en lignine. Ces constatations nous permettent de les classer parmi les aliments alimentaires grossiers. Ils peuvent être administrés aux animaux sous conditions d'associer une supplémentation protéique.

1.2. Constituants pariétaux

Globalement, la composition de la fraction pariétale des substrats étudiés présente une composition très différente ($P < 0,05$). Concernant la fraction qui représente la paroi totale (cellulose+hécellulose+lignine), elle varie entre 330,40 et 800,53 g/Kg MS. La teneur la plus élevée est notée pour *L. spartum* et la plus faible pour *A. campestris*. Les teneurs de la paroi totale des feuilles du palmier dattier et pédicelles sont respectivement de 535,93 et 629,16 g/Kg MS. Ces teneurs sont élevées comparativement aux valeurs de la fraction pariétale rapportées par Larbi et *al.* (1998) pour des fourrages tropicaux (542 g/kg MS), par Ammar et *al.* (2005) pour des fourrages méditerranéens (383-572 g/kg MS), par Gazmi-Boubaker et *al.* (2005) pour des fourrages tunisiens collectés des zones aides (360-551 g/kg MS) et Salem et *al.* (2006) pour des fourrages autochtones des zones arides égyptiennes (368-651 g/kg MS). Par contre, pour les palmes sèches, les valeurs de la fraction NDF sont inférieures à celles de plusieurs auteurs (Bahman et *al.*, 1997; Elhahag and Elkhanjari 1992 ; Genin et *al.*, 2004) et restent approximativement identiques aux mesures de Pascual et *al.* (2000). Ces différences pourraient être dues à la variété du palmier dattier et/ou au rapport feuilles/hampes dans les

mélanges échantillonnés pour les analyses. Les teneurs élevées de la fraction NDF dans les autres fourrages pourraient aussi s'expliquer par les conditions environnementales qui règnent dans la région de Boussaâda (haute température et faibles précipitation). En effet, Pascual et al. (2000) indiquent que les températures élevées et les faibles précipitations tendent à augmenter la fraction pariétale (NDF) et à diminuer le contenu soluble des végétaux.

Les teneurs de la fraction ADF (lignocellulose) sont statistiquement distincts entre les échantillons testés ($P<0,05$). La teneur la plus élevée est enregistrée pour *L. spartum* (535,22 g/Kg MS), alors que la plus faible est observée chez *A. halimus* (181,30 g/Kg MS). Contre toute attente, le substrat de référence, vesce avoine, renferme un taux intermédiaire de l'ordre de 316,83 g/Kg MS. Ces résultats sont similaires aux travaux disponibles dans la littérature pour des substrats de même nature (Ammar et al., 2005; Bruno-Soares et al., 2000 ; Gazmi-Boubaker et al., 2005; Larbi et al., 1998 ; Pascual et al., 2000). Quant aux résultats des concentrations en lignine de ces différents échantillons, ils sont très variables ($P<0,05$) mais ils restent faibles, à l'exception de *R. raetam*, *C. saharæ*, *A. herba-alba* et *A. campestris*, qui contiennent des teneurs élevées (199,45; 135,16; 101,09; 97,51 g/Kg MS) respectivement. La lignine est un composé phénolique synthétisé par la plante pendant les périodes les plus avancées de sa croissance et elle intervient dans la rigidité de la structure végétale. Cette étude montre bien que ces valeurs enregistrées sont modérément similaires mais restent inférieures à celles d'autres fourrages poussant dans des conditions semblables (Salem et al., 2006 : 101-192 g/Kg MS). Par contre, elles recourent avec les résultats obtenus par Ramirez et al. (2004) et Bruno-Soarez et al. (2000) pour le foin et *S. pungens*. Certains de nos substrats ont en même temps des concentrations élevées en ADF et en lignine (*R. raetam*, *C. saharæ*). Ces résultats relativement élevés pourraient être la résultante de la formation de complexes insolubles entre les tanins et les autres constituants, ce qui pourrait éventuellement engendrer une diminution de leur digestibilité *in vitro* (Al-Youcef et al., 1994). Les teneurs en celluloses pour les différents substrats varient entre 113,95 et 472,69 g/Kg MS ($P<0,05$). *L. spartum* possède la concentration la plus élevée alors que *A. campestris* enregistre la teneur la plus faible. La cellulose étant un matériel essentiel utilisé par les microorganismes du rumen comme source principale des acides gras volatiles. Ces résultats sont similaires par rapport aux travaux de Arhab (2006). Le profil de concentration en hémicellulose pour nos substrats étudiés varie considérablement ($P<0,05$). *S. pungens* enregistre la teneur la plus élevée (345,88 g/Kg MS) alors que les feuilles de la fraction du palmier dattier renferme la teneur la plus faible (191,96 g/Kg MS). *A. gombiformis*, *C. saharæ* et pédicelles (122,49; 146,71;

201,10 g/Kg MS) respectivement. Ces résultats sont comparables à ceux des travaux d'Arbah (2006).

1.3. Analyse phytochimique

L'analyse qualitative et quantitative des facteurs antinutritionnels des fourrages testés dans notre travail, des zones arides de la région de Boussade et Djelfa et des fractions du palmier dattier, est illustrée par le tableau 12. Il en ressort globalement que les fourrages renferment tous des composés antinutritionnels à des concentrations élevées et variables, indiquées par l'intensité de la couleur développée au cours des réactions photochimiques (phénols et stéroïdes). L'analyse qualitative et quantitative révèle la présence de composés phénoliques, à savoir les phénols totaux, les tanins totaux et les tanins condensés libres et attachés. Les références bibliographiques traitant de la concentration des composés phénoliques sont très rares, voire même inexistantes. De ce fait, l'étude de leur impact sur la dégradation ruminale reste à déterminer et pourrait se révéler d'un intérêt majeur.

La teneur en phénols totaux (TEP) est très variables entre les substrats ($P < 0,05$). Elle est comprise entre 8,50 g/Kg MS pour *R. raetam* et 84,31 g/Kg MS pour *A. campestris*. La présence de composés phénoliques au niveau constaté dans cette étude, selon certains auteurs (Frutos et al., 2002 ; Khanal and Subba, 2001), pourrait avoir un effet limité sur la disponibilité des nutriments à partir des fourrages pour le microbiote ruminale. Une tendance similaire est constatée pour les tanins totaux (TT) dont la concentration la plus élevée est constatée chez *A. campestris* (57,14 g/Kg MS) et la plus faible teneur chez *R. raetam* 1,99 g/Kg MS ($P < 0,05$). Contrairement aux travaux de Arbah (2006), les teneurs en tanins condensés libres sont élevés et significativement différents ($P < 0,001$). En effet, la teneur la plus élevée est enregistrée pour les feuilles de palmes sèches (763,57 g/Kg MS), suivie par les pédicelles (557,25 g/Kg MS) et la teneur la plus faible est notée pour *A. halimus* (39,30 g/Kg MS). Les résultats de la concentration totale en tanins condensés affichent également des valeurs significativement élevées et différentes ($P < 0,001$). Les feuilles de palmes sèches enregistrent une teneur exceptionnelle et la plus élevée : 885,43 g/Kg MS. Elle est suivie par les pédicelles (673,65 g/Kg MS) alors que *A. halimus* renferme la teneur la plus faible (66,34 g/Kg MS). Des résultats aussi élevés ont été obtenus dans les travaux de Ammar et al., (2008), Alvarez et al., (2005) pour des arbustes du Nord de l'Espagne. Les résultats enregistrés dans nos travaux relatives en TT et TTC sont également légèrement supérieurs mais comparables aux valeurs des fourrages des zones arides du Nord de l'Egypte (salem et

al.,2005), pour les fourrages prélevés dans les régions arides du sud Soudan (Fadel El-Seed et *al.*, 2002), pour des fourrages d'Afrique de l'est (Shayo and Uden (1999) et Abdulerzak et *al.*, (2000) et des fourrages des zones arides du sud Soudan (Fadel El-Seed et *al.*, 2002). Ces différences peuvent être dues en partie aux différentes techniques de dosage utilisées, ainsi qu'aux procédés spécifiques d'extraction et à la diversité des standards utilisés. De même que la variabilité dans la composition chimique peut aussi représenter un facteur majeur (Makkar and Becker, 1993; Pino et *al.*, 2005). Ces discordances peuvent être aussi dues au stade de croissance des plantes étudiées et/ou à la saison de collecte (Salem 2005), à la nature du site de prélèvement (Makkar and Becker, 1993).

Il est intéressant de signaler qu'une proportion élevée en contenu TCT est considérée comme étant TCL. Ce résultat recoupe les résultats rapportés par Barry et McNabb (1999) et confirmée par une forte corrélation positive entre les deux fractions ($r = 0,98$, $P < 0,001$). Par conséquent et dans ces conditions, tout effet néfaste des TCT sur la fermentation microbienne des aliments dans le rumen doit être expliqué par la notion de «tanins libre».

En outre, les résultats décrits dans le tableau 12 montrent des écarts considérables entre les différents composés phénoliques liés à la méthode d'analyse. Cette variation est tout à fait prévisible car les propriétés chimiques impliquées dans l'activité des polyphénols sont déterminés par différentes méthodes. Les insuffisances des méthodes d'analyse utilisées pour la quantification des tanins peuvent être expliquées en partie par les concentrations excessives de TCT dans certains échantillons. Par exemple, il semble très improbable que la concentration TCT soit plus élevée que la concentration TET car il ya beaucoup d'autres composés phénoliques différents des tanins condensés. Par conséquent, ces méthodes de dosage quantitatif doivent être utilisées avec prudence. D'autre part, différents auteurs mentionnent que l'effet des composés phénoliques est principalement lié à leur concentration et au type phénolique (Conde et *al.*, 1998; Frutos et *al.*, 2002; Kouki and Manetas, 2002).

Chez les ruminants, plusieurs types de phénols incluant les phénols simples et les polyphénols, affectent la valeur nutritive des aliments (Ahn et *al.*, 1989). Leurs effets peuvent s'expliquer par divers aspects : modification de la composition du microbiote ruminal, complexation ou inhibition d'enzymes microbiennes, complexation avec les protéines alimentaires, les polysaccharides et les minéraux. Ils peuvent aussi diffuser avec leurs produits métaboliques dans les tissus et provoquer une toxicité (Cheeke and Palo, 1995). Ainsi, les concentrations élevées en tanins condensés dans les fractions du palmier dattier peuvent être considérées comme un facteur limitant à l'utilisation de ces substrats comme suppléments effectifs aux fourrages de base. Cependant, Kumar and Vaithyanathan (1990)

rappellent des effets bénéfiques des tanins condensés dans les aliments des ruminants (< 50 g/Kg MS). Les autres fourrages, d'après leur teneur modérée en TT et TCT, peuvent présenter un avantage nutritionnel pour l'animal. Cependant, d'autres chercheurs constatent que la teneur, la qualité et la quantité des composés secondaires ne déterminent pas toujours l'effet souhaité mais d'autres facteurs comme la réactivité, la structure, le poids moléculaire et l'interaction des différents composés secondaires peuvent intervenir et influencer l'ingestion (Haslem, 1998 ; Mc Neil et *al.*, 2001).

Par conséquent, il peut être difficile de suggérer définitivement l'utilisation de ces fourrages comme constituants des rations alimentaires, en se basant essentiellement sur leur composition chimique. Selon Okuda et *al.* (1993), la synthèse des composés secondaires présents dans les végétaux est liée aux facteurs génétiques mais aussi à des facteurs environnementaux, en réponse à des agressions : températures élevées, stress hydriques, mécanismes de défense contre les parasites et les herbivores (Makkar et *al.*, 1988).

1.4. Digestibilité *in vitro* et paramètres cinétiques des dégradations

Le tableau 13 montre les résultats de la digestibilité *in vitro* et les paramètres cinétiques de dégradations. La digestibilité *in vitro* apparente de la matière sèche AIVD est significativement différente entre les fourrages. Elle est positivement et significativement corrélée à CP ($r = 0,62$, $P < 0,05$). La valeur la plus élevée est enregistrée chez *A. campestris* (0,55 g/g MS), suivi par *A. halimus* (0,542 g/g MS) et *A. herba-alba* (0,539 g/g MS), alors que les feuilles du palmier dattier et *S. tenacissima* renferment les teneurs les plus faibles (0,225; 0,252 g/g MS respectivement). La plante légumineuse *C. saharae* affiche une digestibilité similaire au standard (0,447 g/g MS). Les pédicelles affichent une digestibilité inattendue et acceptable de 0,445 g/g MS. Ce résultat pourrait s'expliquer par la faible teneur en lignine. Ces différences de la digestibilité sont essentiellement dues aux contenus élevés en NDF et en lignine en plus de leur faible teneur en azote, elles sont observées pour *S. tenacissima* et pour les feuilles du palmier dattier. Dans ces conditions, la classification des fourrages sur la base de leur digestibilité apparente de la matière sèche est la suivante :

***A.campestris*>*A.halimus*>*A.herbaalba*>*A.gombiformis*>*R.raetam*>vesceavoine>Pédicelles>
C.saharae>*L.spartum*>*S. tenacissima*> feuilles palmier dattier.**

La digestibilité *in vitro* réelle varie entre 0,298 et 0,749 g/g MS. La valeur la plus élevée est observée pour *A. gombiformis*, alors que la valeur la plus faible est notée pour *S. tenacissima*.

Tableau 12. Composition phénoliques et tanins condensés (g/kg MS) des plantes fourragères collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

Famille	Substrats	TEP	PNP	TT	TCL	TCA	TCT
Dicotylédons							
Chenopodiaceae	<i>Atriplex halimus</i>	16,09	7,70	8,39	39,30	27,03	66,34
Asteraceae	<i>Artemisia campestris</i>	84,31	27,17	57,14	62,69	51,64	114,33
	<i>Artemisia herba-alba</i>	63,73	27,36	36,38	80,59	38,21	118,81
Fabaceae- Leguminosae	<i>Astragalus gombiformis</i>	13,55	10,52	3,03	51,64	26,67	78,29
	<i>Calobota saharae</i>	29,85	20,29	9,55	76,40	33,26	109,66
	<i>Retama raetam</i>	8,50	6,53	1,99	40,50	37,36	77,87
Monocotylédons	<i>Stipagrostis pungens</i>	10,20	5,39	4,81	46,55	32,19	78,74
Poaceae - Gramineae	<i>Lygeum spartum</i>	35,64	24,57	11,06	77,18	25,19	102,38
	<i>Stipa tenacissima</i>	12,21	8,36	3,85	165,52	48,40	213,92
Fraction du palmier dattier	Feuilles	58,98	13,78	45,20	763,57	121,80	885,43
	Pedicelle	35,01	9,37	25,64	557,25	116,25	673,65
Standard	Vesce-Avoine	5,23	3,63	1,59	41,04	20,34	61,38

TEP: Total Extractable phénols , PNP : Phénols non précipitables, TT: Tanins totaux, TCL: Tanins condensés libres, TCT: Tanins condensés totaux.

Les valeurs des taux de dégradation ED sont comprises entre 0,587g/g MS pour *A. gombiformis* et 0,141g/g MS pour les pédicelles. Les deux plantes de la famille des *Asteraceae*, à savoir, *A. campestris* et *A. herba-alba*, possèdent des valeurs significativement élevées. Ces résultats pourraient s'expliquer, d'une part, par leurs faibles teneurs en fraction pariétale NDF, ADL et en tanins et, d'autre part, par leurs concentrations élevées en matière azotée totale.

1.5. Corrélations entre les constituants nutritifs, composés phénoliques, digestibilité *in vitro* et paramètres de dégradations

Les corrélations existantes entre les constituants nutritifs et les composés phénoliques des fourrages étudiés sont résumées dans le tableau 14. Il en ressort que le contenu azoté est positivement et significativement corrélé à la digestibilité réelle TIVD ($r = 0,60$, $P < 0,05$), à la dégradabilité effective ED ($r = 0,59$, $P < 0,05$). Des résultats similaires sont notés par Apori et *al.* (1998). Comme il était prévisible, la fraction NDF est négativement et significativement corrélée à la vitesse de dégradation c ($r = -0,84$, $P < 0,01$) et au coefficient de dégradation ED ($r = -0,79$, $P < 0,01$).

La lignine n'est pas corrélée aux constituants chimiques des fourrages. Des résultats similaires sont obtenus par Singh et *al.* (2005), Nshalai et *al.* (1994) et Reed (1986). A la seule différence, ces auteurs remarquent que les fractions ADL et TCT sont positivement et significativement reliées aux concentrations des éléments fibreux. Contrairement aux travaux de Arhab (2006); Vitti et *al.* (2005); Ammar et *al.* (2004a); Makkar et *al.* (1993), les composés TET, TT et TCT ne sont pas significativement corrélés entre eux ($P > 0,05$). Ces derniers auteurs rapportent que les tanins mesurés par gravimétrie, après précipitation avec le polyvinyle-pyrrolidone (PVPP), sont reliés aux TCT mesurés par d'autres méthodes.

Le coefficient de dégradation ED est positivement corrélé à la vitesse de dégradation c ($r = 0,97$, $P < 0,001$). De plus, le tableau 16, montre que la production de gaz après 24 heures est négativement et significativement corrélée aux TCT ($r = 0,59$, $P < 0,05$).

Table 13. Digestibilité *in vitro* de la matière sèche et paramètres de la production de gaz des substrats collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

Famille	Substrats	AIVD (g/g MS)	TIVD (g/g MS)	AIV-TT (g/g MS)	ED (g/g MS)	D144 (g/g MS)	DT144 (g/g MS)	G24 (ml/g MS)
Dicotylédons								
Chenopodiaceae	<i>A. halimus</i>	0,542 ab	0,737a	0,756a	0,173 de	0,810 a	0,835b	103,6c
Asteraceae	<i>A. campestris</i>	0,550a	0,743a	0,741a	0,587 a	0,820 a	0,894a	188,2a
	<i>A. herba-alba</i>	0,539 abc	0,675b	0,660b	0,571a	0,793 a	0,822b	175,4a
Fabaceae- Leguminosae	<i>A. gombiformis</i>	0,519bc	0,749a	0,742a	0,555 a	0,831a	0,874a	171,6a
	<i>C. saharae</i>	0,444e	0,554e	0,560c	0,477b	0,623 c	0,666d	139,1b
	<i>R. raetam</i>	0,517 c	0,579d	0,580c	0,380c	0,678 b	0,707c	132,9b
Monocotylédons	<i>S. pungens</i>	0,349f	0,449g	0,458d	0,186 d	0,584cd	0,634ed	76,5d
	Poaceae - Gramineae <i>L. spartum</i>	0,359f	0,451g	0,449d	0,387c	0,518 e	0,550f	74,7d
	<i>S. tenacissima</i>	0,252g	0,298h	0,269e	0,357c	0,429 f	0,469g	56,1f
Fraction du palmier dattier	Feuilles	0,225 h	0,433g	0,457d	0,141e	0,572d	0,618e	61,7e
	Pédicelles	0,445 e	0,511f	0,569c	0,388c	0,584cd	0,607e	76,0d
Standard	Vesce-Avoine	0,477 d	0,599e	0,576c	0,361c	0,697 b	0,722c	165,7a
S.E.M.		0,0143	0,0116	0,017	0,0225	0,0222	0,1088	13,493

A: production de gaz asymptotique; AIVD: digestibilité *in vitro* apparente, TIVD: digestibilité *in vitro* réelle; ED: dégradabilité effective ; D144: disparition de la matière sèche après 144 heures d'incubation; G24: production de gaz cumulative à 24 h; *c*: vitesse de la production de gaz. ^{a, b, c, d, e,} moyennes dans la même colonne affectées de lettres différentes sont significativement distincts ($P < 0,05$). S.E.M.: erreur standard des moyennes.

Tableau 14. Coefficients de corrélation de l'analyse chimique, composés phénoliques, *in vitro* digestibilité et paramètres de dégradations cinétiques des fourrages Algériens.

	OM	NDF	ADF	ADL	CP	AIVD	AIV-TT	TIVD	D144	ED	A	c	G24	TEP	TT	TCL	TCT
OM	1																
NDF	0,59*	1															
ADF	0,59*	0,93***	1														
ADL	0,33 ^{ns}	0,01 ^{ns}	0,26 ^{ns}	1													
CP	-0,47 ^{ns}	-0,61*	-0,57 ^{ns}	-0,04 ^{ns}	1												
AIVD	0,04 ^{ns}	-0,33 ^{ns}	-0,42 ^{ns}	-0,16 ^{ns}	0,62*	1											
AIV-TT	0,10 ^{ns}	-0,36 ^{ns}	-0,49 ^{ns}	-0,26 ^{ns}	0,57 ^{ns}	0,89***	1										
TIVD	0,04 ^{ns}	-0,44 ^{ns}	-0,55 ^{ns}	-0,24 ^{ns}	0,60*	0,91***	0,99***	1									
D144	0,05 ^{ns}	-0,49 ^{ns}	-0,56 ^{ns}	-0,29 ^{ns}	0,53 ^{ns}	0,87***	0,96***	0,98***	1								
ED	-0,21 ^{ns}	-0,74**	-0,79**	-0,26 ^{ns}	0,59*	0,71**	0,84***	0,88**	0,920**	1							
A	-0,03 ^{ns}	0,18 ^{ns}	0,29 ^{ns}	-0,19 ^{ns}	0,09 ^{ns}	0,04 ^{ns}	-0,28 ^{ns}	-0,20 ^{ns}	-0,22 ^{ns}	-0,32 ^{ns}	1						
C	-0,30 ^{ns}	-0,84**	-0,85***	-0,22 ^{ns}	0,56 ^{ns}	0,56 ^{ns}	0,70*	0,76**	0,81**	0,97***	-0,37 ^{ns}	1					
G24	-0,26 ^{ns}	-0,73**	-0,77**	-0,24 ^{ns}	0,65*	0,81**	0,75 ^{ns}	0,82**	0,83***	0,87***	0,08 ^{ns}	0,81**	1				
TET	-0,30 ^{ns}	-0,40 ^{ns}	-0,27 ^{ns}	0,07 ^{ns}	-0,16 ^{ns}	-0,16 ^{ns}	-0,16 ^{ns}	-0,09 ^{ns}	0,02 ^{ns}	0,21 ^{ns}	-0,19 ^{ns}	0,38 ^{ns}	0,07 ^{ns}	0,96****	1		
TCL	-0,20 ^{ns}	0,14 ^{ns}	-0,23 ^{ns}	-0,05 ^{ns}	-0,50 ^{ns}	-0,79**	-0,70*	-0,69*	-0,62*	-0,43 ^{ns}	-0,27 ^{ns}	-0,27 ^{ns}	-0,59*	0,33 ^{ns}	0,47 ^{ns}	1	
TCT	-0,19 ^{ns}	0,13 ^{ns}	0,22 ^{ns}	-0,03 ^{ns}	-0,51 ^{ns}	-0,78**	-0,69*	-0,68*	-0,62*	-0,33 ^{ns}	-0,42 ^{ns}	-0,26 ^{ns}	0,59*	0,34 ^{ns}	0,48 ^{ns}	0,99***	1

*: $P < 0,05$; **: $P < 0,01$; ***: $P < 0,001$; ns: non significant ($P > 0,05$); A: production de gaz asymptotique; NDF: neutral detergent fibre; ADF: acid detergent fibre; AIVD: digestibilité *in vitro* apparente; AIV-TT : digestibilité apparente de Terry and Tilley TIVD: digestibilité *in vitro* vraie; ED: dégradabilité effective ; D144: disparition de la matière sèche après 144 heures; TCA: bound condensed tanins; c: vitesse de la production de gaz; CP: crude protein; TEP: Total Extractable phenoles, TT: Tanins totaux, TCL: Tanins condensés libres, TCA : Tanins condensés attachés, TCT : Tanins condensés Totaux.

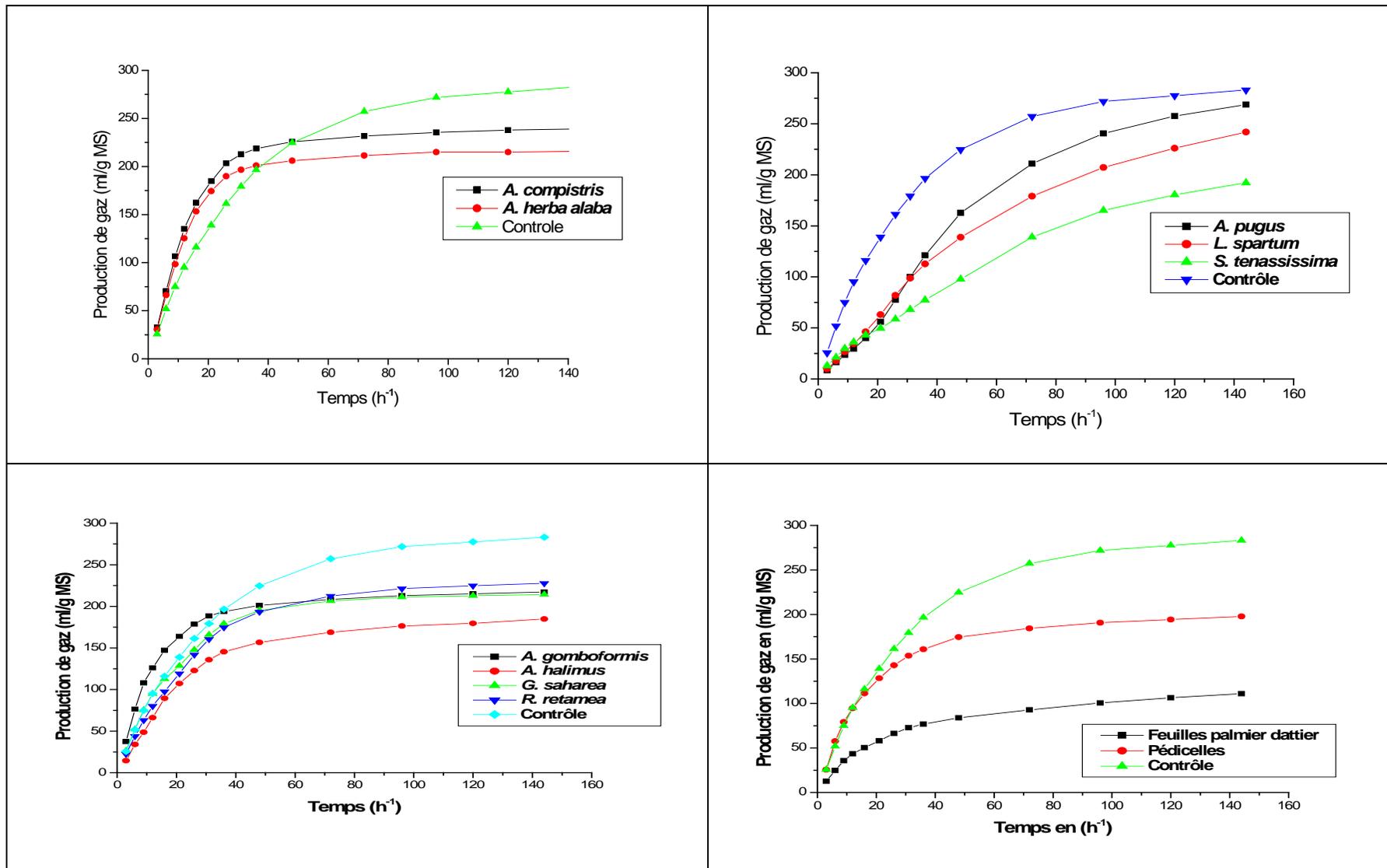
Tableau 15. Production de gaz cumulative en (ml/g MS) collectés des substrats collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

Famille	Substrats	3h	6h	9h	12h	16h	21h	26h	36h	48h	72h	120h	144h
Dicotylédons													
Chenopodiaceae	<i>A. halimus</i>	14,4e	31,0ef	48,7 d	66,3d	89,4e	107,4e	122,8e	145,4 f	156,7ed	168,8 d	179,7e	184,7d
Asteraceae	<i>A. campestris</i>	32,7ab	70,4a	106,6a	135,1a	162,3a	184,9a	203,2a	218,6a	225,7 a	231,6 b	237,8c	239,1b
	<i>A. herba-alba</i>	30,5bc	66,2ab	98,4 a	125,3a	153,3ab	174,4ab	189,8ab	201,0 ab	206,0ab	211,4 c	214,9 d	215,8 c
Fabaceae- Leguminosae	<i>A. gombiformis</i>	37,4a	76,4a	107,9a	125,9a	147,3b	163,9b	178,4bc	193,7bcd	201,2b	208,4c	215,2d	217,3c
	<i>C. saharae</i>	26,5bcd	52,2cd	75,5 b	95,0 b	112,4 cd	128,4cd	147,7d	178,9cde	195,1 b	206,4 c	212,7 d	214,3 c
	<i>R. raetam</i>	22,6 d	44,0de	63,2 c	80,2 c	97,7 de	119,2de	142,0de	174,7 de	193,4 bc	212,4 c	224,9 cd	227,7bc
Monocotylédons													
	<i>S. pungens</i>	8,5 f	16,4 g	23,6 f	29,6 f	39,9 f	56,0f	77,5fg	121,2 g	162,7 d	210,9 c	257,6 b	268,8a
Poaceae - Gramineae	<i>L. spartum</i>	9,82 e	17,7 g	26,5ef	34,4ef	46,1 f	63,0f	81,8f	112,7g	138,9e	179,0 d	226,0cd	241,9 b
	<i>S. tenacissima</i>	25,7 cd	57,6bc	79,1 b	94,7 b	111,3 dc	128,3cd	142,8de	160,9 ef	174,4cd	184,4d	194,2 e	197,8d
Fraction du palmier dattier	Feuilles	12,7 e	24,7fg	35,7 e	3,5 f	50,4 f	58,1 f	66,4fg	76,8 h	83,9 f	92,7 f	106,4f	111,0 e
	Pédicelles	12,9e	21,1 g	29,8ef	36,1ef	43,0 f	49,8 f	58,6g	77,3 h	97,6 f	134,0e	180,5 e	192,2d
Standard	Vesce-Avoine	25,7 cd	51,9dc	74,9b	95,2 b	116,1c	138,9 c	161,4cd	196,6bc	224,8a	257,1 a	277,6 a	283,1 a
S.E.M.		5,24	8,11	8,74	9,98	11,69	14,50	16,66	17,07	16,02	12,43	12,08	12,43

a, b, c, d, e, f moyennes dans la même colonne affectées de lettres différentes sont significativement distincts ($P < 0,05$).

S.E.M.: erreur standard des moyennes.

Fig. 15. Profile de la Production de gaz (ml/g MS) des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.



2. Aspects nutritionnels et digestibilité

2.1. Fermentation *in vitro* des substrats par le microbiote ruminal

2.1.1. Production de gaz *in vitro*

Les résultats de la production de gaz pour les différents substrats sont consignés dans le tableau 15. La production de gaz *in vitro* est significativement différente entre les fourrages et les temps d'incubations ($P < 0,0001$). Après 144 heures d'incubation, le foin de vesce avoine enregistre la plus grande quantité de gaz (283,13 ml/g MS), il est suivi par *S. pungens* (268,23 g/ml MS) et *L. spartum* (241,91 ml/g MS). Les résultats de la production de gaz pour les plantes légumineuses sont relativement faibles par rapport aux substrats de référence. En effet, *R. raetam* affiche une valeur de (227,69 ml/g MS), tandis que *A. halimus* observe une quantité de gaz de (184,69 ml/ g MS). Curieusement, les pédicelles, enregistrent une valeur de production de gaz appréciable de (197,80ml/g MS). La classification des fourrages sur la base des résultats de la production de gaz après 144 heures est :

Foin de vesce- avoine > *S. pungens* > *L. spartum* > *A. campestris* > *R. raetam* > *A. gombiformis* > *A. herba-alba* > *C. saharae* > pédicelles > *S. tenacissima* > *A. halimus* > Feuilles du palmier dattier.

Cette variation de la production de gaz est associée à la composition des substrats et la teneur en composés phénoliques et tanins condensés, variables en fonction de l'espèce et de la famille botanique. Cependant, des résultats inattendus sont observés pour la plante graminée *S. pungens* et la plante légumineuse *L. spartum* et ce malgré les teneurs élevés en constituants pariétaux. En effet, ces plantes s'avèrent bien être fermentées par le microbiote ruminal, comparativement au foin de vesce avoine et contrairement à la plupart des publications qui mentionnent que la production de gaz *in vitro* est négativement influencée par le contenu fibreux des aliments (Apori et al., 1998 ; Fructos et al., 2004 ; Getachew et al., 2000 ; Larbi et al., 1998; McAllister et al., 1994). Par contre, ces résultats concordent parfaitement avec les travaux de Arhab (2006). Cette différence pourrait s'expliquer soit par le fait que les substrats examinés renferment une fraction NDF hautement digestible, soit par la capacité de dégradation du microbiote ruminal des tanins et/ou la combinaison de ces facteurs. En effet, les tanins hydrolysables sont fermentés en anaérobiose par le microbiote ruminal et aboutissent à la production d'acétate et de butyrate (Mc Sweeney et al., 2001).

La production de gaz relativement faible de *A. gombiformis* (217 ml/ g MS), en dépit de sa teneur très élevée en contenu protéique, confirme les constatations de Aregheore et al. (2000), Lon et al. (1993) et Khazaal et al. (1993). En effet, ces auteurs rapportent que la

contribution de la matière azotée totale (MAT) à la production de gaz ne constitue pas un facteur d'influence significatif. Ainsi, le résultat obtenu avec *S. pungens* pourrait être attribué à sa teneur modérée en MAT libre et/ou à la complexation de l'ammoniaque produit par désamination avec le gaz carbonique fermentaire (Krishnamoorthy, 1995). Alors que la faible fermentation des feuilles du palmier dattier et *S. tenacissima* est essentiellement liée respectivement à leurs contenus élevés en fraction pariétales NDF et en tanins.

La plante retenue comme témoin de référence, à savoir la vesce avoine, se montre très fermentescible. Ceci semble être dû à sa nature d'association d'une légumineuse (*Viscia sativa*) et d'une graminée (*Avena sativa*). Cette situation suggère une stimulation de l'activité fermentaire du microbiote ruminal quand ce dernier se trouve en présence d'un aliment riche en azote et en énergie (Fadel El-Seed et al., 2002 ; Getachew et al., 1998b). Il est pertinent de noter que le foin est l'aliment le plus couramment donné aux ruminants, par conséquent le microbiote ruminal est parfaitement adapté à sa dégradation. C'est pour cette raison que la plupart des auteurs le considère comme une référence idéale.

La majorité de nos substrats enregistrent des productions de gaz nettement plus élevées que d'autres végétaux : 66 fourrages des montagnes (33,7ml/batch à 24 heures) (Andrighetto et al., 1992), un foin de pâturage (34,8ml/ batch à 24 heures) (Gulsen et al., 2004), 20 foins différents d'alfa alfa (31,1-47,1/batch à 24 heures) (Lantcheva et al., 1999). Ces comparaisons suggèrent que ces substrats peuvent être effectivement utilisés en tant que fourrages conventionnels.

2.1.2. Cinétique de la production de gaz

La cinétique de la production de gaz des différents substrats est illustrée par la figure 15. *A. campestris*, *A. gombiformis* et *A. herba-alba* sont les plantes les plus fermentées par le microbiote ruminal, jusqu'au temps de 36 heures. Après 36 heures et jusqu'à 144 heures d'incubation, c'est la vesce avoine qui prend le dessus et se montre plus dégradable que tous les autres substrats en produisant le plus grand volume de gaz. Cette situation est essentiellement liée, respectivement aux différences de leurs contenus solubles (fraction azotée) et insoluble (fractions NDF, ADF et ADL). Des différences sont également notées entre les espèces de la même famille (légumineuse).

Tableau 16. Coefficients de corrélation entre la production de gaz, composés phénoliques, paramètres de dégradations cinétiques des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

	NDF	ADF	ADL	CP	TEP	PNP	TT	TCL	TCA	TCT	A	<i>c</i>
V3	-0,72**	-0,58*	0,21 ^{ns}	0,50 ^{ns}	0,19 ^{ns}	0,24 ^{ns}	0,15 ^{ns}	-0,23 ^{ns}	-0,12 ^{ns}	-0,21 ^{ns}	0,08 ^{ns}	0,60*
V6	-0,80**	-0,68*	0,16 ^{ns}	0,47 ^{ns}	0,30 ^{ns}	0,29 ^{ns}	0,28 ^{ns}	-0,18 ^{ns}	-0,05 ^{ns}	-0,16 ^{ns}	0,10 ^{ns}	0,62*
V9	-0,82**	-0,69*	0,17 ^{ns}	0,47 ^{ns}	0,35 ^{ns}	0,34 ^{ns}	0,32 ^{ns}	-0,20 ^{ns}	-0,07 ^{ns}	-0,19 ^{ns}	0,11 ^{ns}	0,64*
V21	-0,84***	-0,73**	0,20 ^{ns}	0,45 ^{ns}	0,35 ^{ns}	0,36 ^{ns}	0,31 ^{ns}	-0,31 ^{ns}	-0,18 ^{ns}	-0,29 ^{ns}	0,22 ^{ns}	0,62*
V26	-0,81**	-0,71**	0,23 ^{ns}	0,44 ^{ns}	0,30 ^{ns}	0,33 ^{ns}	0,26 ^{ns}	-0,36 ^{ns}	-0,23 ^{ns}	-0,35 ^{ns}	0,28 ^{ns}	0,57 ^{ns}
V48	-0,58 ^{ns}	-0,55 ^{ns}	0,21 ^{ns}	0,34 ^{ns}	0,05 ^{ns}	0,16 ^{ns}	-0,01 ^{ns}	-0,57 ^{ns}	-0,44 ^{ns}	-0,56 ^{ns}	0,53 ^{ns}	0,29 ^{ns}
V72	-0,30 ^{ns}	-0,36 ^{ns}	0,08 ^{ns}	0,22 ^{ns}	-0,13 ^{ns}	0,05 ^{ns}	-0,19 ^{ns}	-0,70*	-0,60*	-0,69**	0,66*	0,07 ^{ns}
V96	-0,10 ^{ns}	-0,21 ^{ns}	-0,01 ^{ns}	0,12 ^{ns}	-0,23 ^{ns}	-0,01 ^{ns}	-0,30 ^{ns}	-0,74***	-0,69**	-0,73**	0,70*	-0,09 ^{ns}
V144	0,12 ^{ns}	-0,03 ^{ns}	-0,11***	0,02 ^{ns}	-0,30 ^{ns}	-0,05 ^{ns}	-0,38 ^{ns}	-0,73**	-0,69*	-0,73**	0,712**	-0,24 ^{ns}

*: $P < 0,05$; **: $P < 0,01$; ***: $P < 0,001$; ns: non significant ($P > 0,05$);); A: production de gaz asymptotique; ADF: acid detergent fibre; ADL: acid detergent lignin; *c*: vitesse de la production de gaz; CP: crude protein; NDF: neutral detergent fibre; PNP : phénols non précipitables; TEP: Total Extractable phenoles, TT: Tanins totaux, TCL: Tanins condensés libres, TCA : Tanins condensés attachés, TCT : Tanins condensés Totaux; V3: production cumulative de gaz à 3 h; V6: production cumulative de gaz à 6 h; V9: production cumulative de gaz à 9 h; V21: production cumulative de gaz à 21 h; V26: production cumulative de gaz à 26 h; V48: production cumulative de gaz à 48 h; V72: production cumulative de gaz à 72h; V96: production cumulative de gaz à 96 h; V144: production cumulative de gaz à 144 h.

Ceci dit, *L. spartum* et *R. raetam* montrent un profil fermentaire atypique, en effet après un timide démarrage de production de gaz relativement faible et ce jusqu'à 48 heures. Au-delà de 72 heures de fermentation, ces deux plantes connaissent un rebondissement spectaculaire et enregistrent des volumes de production de gaz très appréciables. La cinétique de production de gaz pour les fractions du palmier dattier est similaire durant toute la période de fermentation.

2.1.3. Corrélation entre les paramètres de la production de gaz et les composants chimiques

Les corrélations entre les paramètres de la production de gaz et les constituants chimiques des substrats étudiés sont montrées dans le tableau 16. La fraction NDF est significativement et négativement corrélée à la production de gaz pour les premiers stades de fermentation, inférieurs à 26 heures ($(r = -0,72; P < 0,01; T = 3h)$, jusqu'à $(r = -0,80; P < 0,01; T = 26 h)$). Toutefois, ce coefficient de corrélation diminue après 21 heures de fermentation. Ceci peut s'expliquer par le fait que l'effet de la dégradation de la fraction pariétale NDF sur le processus de la digestibilité s'accroît, puis diminue avec le temps car cette fraction est dégradée progressivement. Après 26 heures, le coefficient de corrélation sera non significatif ($P > 0,05$), ce qui prouve que la plupart de cette fraction est dégradée et ne joue aucun rôle dans le processus de la digestibilité. De même la teneur en ADF est corrélée négativement et significativement à la production de gaz pendant les premières 26 heures ($r = -0,58, P < 0,05; r = -0,68, P < 0,05; r = -0,69, P < 0,05; r = -0,73, P < 0,01; r = -0,709, P < 0,01$), respectivement pour V3, V6, V9, V21, V26. La lignine, quant à elle, a un effet très tardif, révélé significatif pour le point cinétique 144 heures ($r = -0,112; P < 0,001$). Cette situation peut s'expliquer par le fait que la lignine est difficilement digestible et que son effet est d'autant plus prononcé à la fin du processus de fermentation. Ces résultats concordent avec les travaux de Arhab (2006); Guetchew et al. (2004); Larbi et al. (1998); Ndlovu and Nherera (1997); Lantcheva et al. (1999).

La matière azotée totale n'est pas corrélée à la production de gaz à tous les points cinétiques, situation signalée par de nombreux auteurs (Areghoreb, 2000; Khazaal et al., 1995; Longuo et al., 1989). La vitesse de dégradation c est positivement et significativement corrélée à la production de gaz, particulièrement pour les premières 21 heures ($r = 0,60, P < 0,05; r = 0,615, P < 0,05; r = 0,64, P < 0,05; r = 0,62, P < 0,05$, pour respectivement V3, V6, V9, V21).

Les composés phénoliques et les tanins totaux ne sont pas significativement corrélés à la production de gaz. Les tanins condensés semblent jouer un effet corrélatif négatif et significatif sur la production de gaz vers la fin de la fermentation ($r = -0,69$, $P < 0,01$; $r = -0,73$, $P < 0,01$; $r = -0,73$, $P < 0,01$; respectivement pour V72, V96, V144). Ces résultats sont contradictoires par rapport aux travaux de Arhab (2006).

2.1.4. Cinétique de production des acides gras volatiles (AGV)

Le pH enregistré dans chaque batch, après 24 heures d'incubation, est compris entre 6,54 et 6,63 (tableau 17). La valeur la plus élevée est obtenue pour *R. raetam*, substrat dont la fermentation est faible. La valeur la plus basse est enregistrée pour *A. campestris* et les pédicelles, l'acidification du milieu résultant essentiellement de l'accumulation des acides gras volatiles (AGV). Pour l'ensemble des substrats, les valeurs de pH restent au dessus du seuil critique d'inhibition (pH=6) de la croissance et de l'activité cellulolytiques du microbiote ruminal (Hoover, 1986).

La production en AGV totaux des différents substrats est significativement différente entre eux ($P < 0,0001$). *A. gombiformis* ayant le total le plus élevé (34,67 mmol/ g MS), elle est suivie de *A. campestris* (32,85 mmol/g MS) alors que la plus faible production revient aux feuilles du palmier dattier (14,76 mmol/ g MS) (Tableau 19). *A. herba-alba* affiche une valeur intermédiaire de 24,47 mmol/g MS, du même ordre que les pédicelles (24,99 mmol/g MS), voisines de la vesce-avoine (26,18 mmol/g MS). Ce résultat confirme les résultats obtenus précédemment et relatifs à la fois à la production de gaz et à la digestibilité. Par tous leurs aspects, ces résultats confèrent aux pédicelles une qualité nutritionnelle très appréciable qui indique clairement un potentiel de valorisation. Ces résultats sont d'ailleurs confirmés par les travaux précédents de Arhab (2006) qui, cependant, sous évaluent ce potentiel, probablement en raison de la nature du substrat : variation du site de prélèvement, saison de prélèvement et stade de maturation des plantes. Il convient donc de préciser ces facteurs pour optimiser leur valorisation.

La classification des fourrages sur la base de la production quantitative en AGV totaux est la suivante :

***A. gombiformis* > *A. campestris* > *C. saharae* > *A. halimus* > vesce-avoine > pédicelles > *A. herba-alba* > *L. spartum* > *R. raetam* > *S. pungens* > *S. tenacissima* > feuilles palmier dattier.**

Table 17. Profil fermentaire (pH, AGVt, et proportions des différents AGV exprimés en mmol/g MS) des substrats collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

Famille	Substrats	pH	Acétate	Propionate	Isobutyrate	Butyrate	Isovalérate	Valérate	AGVt	C2/C3
Dicotylédons										
Chenopodiaceae	<i>A. halimus</i>	6,59abc	18,08c	6,05a	0,60c	2,81d	0,90e	0,56bc	28,99c	2,99d
Asteraceae	<i>A. campestris</i>	6,54c	22,70a	5,08bc	0,63c	2,95d	0,95de	0,54bc	32,85b	4,47a
	<i>A. herba-alba</i>	6,57abc	16,10d	3,77d	0,62c	2,48f	0,96cde	0,55bc	24,47de	4,27b
Fabaceae- Leguminosae	<i>A. gombiformis</i>	6,59abc	22,55a	6,46a	0,81a	3,03d	1,11a	0,72a	34,67a	3,49c
	<i>C. saharae</i>	6,56abc	19,53b	6,16a	0,68b	3,42c	1,01bcd	0,67a	31,47b	3,17d
	<i>R. raetam</i>	6,63a	13,05f	4,69c	0,64bc	2,79de	1,03bcd	0,57b	22,77e	2,79e
Monocotylédons										
Poaceae - Gramineae	<i>S. pungens</i>	6,58abc	11,29g	3,70d	0,62c	2,51ef	1,03bcd	0,45de	19,60f	3,05d
	<i>L. spartum</i>	6,59abc	12,98f	5,11bc	0,66bc	2,55ef	1,04abc	0,56bc	22,89e	2,54f
	<i>S. tenacissima</i>	6,61abc	9,62h	3,11e	0,62c	2,39f	1,08ab	0,49cd	17,30f	3,09d
Fraction du palmier dattier										
	Feuilles	6,62ab	8,08i	2,69f	0,48d	2,36f	0,76f	0,39e	14,76f	3,01d
	Pédicelles	6,54c	14,06ef	5,20b	0,51d	4,04b	0,73f	0,44de	24,99d	2,70ef
Standard	Vesce-Avoine	6,55bc	14,50e	5,46b	0,53d	4,50a	0,72f	0,48cd	26,18d	2,65ef
S.E.M.		0,029	0,523	0,195	0,021	0,133	0,035	0,031	0,797	0,084

AGV : acide gras volatiles, C2/C3 : ratio acétate propionate, AGVt : acides gras volatiles totaux, ^{a, b, c, d, e, f} moyennes dans la même colonne affectées de lettres différentes sont significativement distincts ($P < 0,05$). S.E.M.: erreur standard des moyennes.

Mais globalement ils se répartissent en deux familles, une famille de mauvaise qualité comprenant les graminées et les feuilles du palmier dattier et un deuxième groupe, riche en AGV comprenant les plantes dicotylédones et les pédicelles.

Concernant l'aspect qualitatif, la production d'acétate (acide gras volatile majeur) différencie aussi deux groupes : *A. campestris* avec 22,70 mmol/g MS, et *A. gombiformis* (22,55 mmol/g MS), suivies de *S. tenacissima* et les feuilles du palmier dattier avec des valeurs inférieures de plus de la moitié : 9,62 mmol/g MS et 8,08 mmol/g MS, respectivement. Globalement, les *Astéracées* et les légumineuses affichent des valeurs en acétate plus importantes que les graminées et les feuilles du palmier dattier. Quant aux pédicelles, elles affichent, là encore, une valeur très intéressante de 14,06 mmol/g MS, supérieure aux valeurs enregistrées pour les plantes graminées, situation probablement due à la bonne digestibilité de cette fraction.

Le classement des fourrages sur la base de la production en acétate est:

***A. campestris* > *A. gombiformis* > *C. saharae* > *A. halimus* > herba-alba > vesce-avoine > pédicelles > *R. reatam* > *L. spartum* > *S. pungens* > *S. tenacissima* > feuilles palmier dattier.**

La production de propionate (autre AGV de valeur zootechnique majeure) varie considérablement ($P < 0,001$). *A. gombiformis* est toujours en tête avec une production de 6,46 mmol/g MS, elle est suivie par la légumineuse *C. saharae* (6,16 mmol/g DM), alors que *S. tenacissima* et les feuilles du palmier dattier enregistrent respectivement les plus faibles valeurs (3,11 et 8,08 mmol/g MS). Les pédicelles occupent la 3^{ème} place avec une production de 5,20 mmol/g MS). Le classement des fourrages sur la base de la production en propionate est:

***A. gombiformis* > *C. saharae* > *A. halimus* > vesce-avoine > pédicelles > *L. spartum* > *A. campestris* > *R. reatam* > herba-alba > *S. pungens* > *S. tenacissima* > feuilles palmier dattier.**

Les ratios acétate/propionate, de fait les deux acides gras majeurs, sont significativement différents entre les substrats ($P < 0,0001$). Ces ratios sont compris entre 2,54 et 4,47. Les ratios les plus élevés sont notés pour les *Asteraceae*. *A. campestris* affiche le ratio le plus élevé et *L. spartum* le plus faible. Ces ratios sont cependant comparables aux travaux de Arhab (2006), ce qui indique que malgré les différences quantitatives de production des AGV observées entre les deux études, leur profil qualitatif est relativement le même. Un ratio acétate/propionate de 3,0-4,1 *in vivo* est reporté par de nombreux auteurs (De Peters et al., 1997; Depeters, 2000) ; Brown et al., 2002), il est supérieur au ratio de 2,0-4,1

mesuré *in vitro* (Blümmel et al., 1999; Brown et al., 2002). Un ratio acétate/propionate élevé indique une digestibilité NFD appréciable des aliments (Getachew et al., 2004, Blümmel et al., 1999 ; Brown et al., 2002 ; Arhab, 2006). Des ratios similaires sont également obtenus à partir d'autres substrats riches en fraction NDF (Guetachew et al., 2004). D'autre part, Beuvinck and Spoelstra (1992) indiquent que la production d'acétate est liée à la production de gaz, engendrée par la dégradation des divers composants de l'aliment. Par contre, la formation de propionate serait plutôt en relation avec les gaz libérés à partir du système tampon. Ainsi, le profil fermentaire en AGV obtenu confirme la bonne fermentescibilité *in vitro* de nos substrats par le microbiote ruminal, particulièrement les pédicelles du palmier dattier.

La classification des fourrages sur la base du ratio acétate-propionate est la suivante : ***A. campestris* > *A. herba-alba* > *A. gombiformis* > *C. saharae* > *S. tenacissima* > *S. pungens* > feuilles palmier dattier > *A. halimus* > *R. raetam* > pédicelles > vesce-avoine > *L. spartum*.**

Il est à noter que la fermentation *in vitro* des différents substrats conduit également à la formation d'acides butyrique, isobutyrique, valérique et isovalérique mais en concentrations relativement faibles. Le substrat de référence, la vesce-avoine, affiche une concentration élevée en acide butyrique (4,50 mmol/ g MS) alors que les feuilles du palmier dattier, à l'identique des deux AGV gras majeurs, ont la valeur la plus faible (2,36 mmol/g MS). Selon Mc Donald et al. (1995), la fermentation d'aliments riches en amidon tend à produire plus de propionate, tandis que les substrats fibreux aboutissent à des concentrations élevées en acétate. Ce qui expliquerait la prédominance de la production d'acétate à partir de nos substrats, au contenu riche en NDF.

3.1.5. Corrélations entre composants des substrats et produits métaboliques

Les corrélations existant entre les acides gras volatiles et les composés chimiques et phénoliques des fourrages étudiés sont résumées dans le tableau 18. Il en ressort que la fraction NFD et ADF sont corrélées négativement et significativement au ratio acétate/propionate ($r = -0,70$, $P < 0,05$; $r = -0,66$, $P < 0,05$) respectivement. De plus, la fraction ADF est corrélée négativement et significativement aux acides gras volatiles totaux ($r = -0,58$, $P < 0,05$). Ces résultats, prévisibles, sont clairement mentionnés dans la littérature (Bannink et al., 2006).

Tableau 18. Coefficients de corrélation entre la production de gaz, composés phénoliques et acides gras volatiles des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

	NDF	ADF	ADL	CP	TEP	TT	TCL	TCT	V3	V6	V9	V21	c
pH	0,13 ^{ns}	0,33 ^{ns}	0,48 ^{ns}	-0,41 ^{ns}	0,33 ^{ns}	0,33 ^{ns}	0,47 ^{ns}	0,47 ^{ns}	0,15 ^{ns}	0,11 ^{ns}	0,09 ^{ns}	0,14 ^{ns}	0,20 ^{ns}
Acétate	-0,55 ^{ns}	-0,64 [*]	-0,24 ^{ns}	0,81 ^{**}	-0,06 ^{ns}	-0,12 ^{ns}	-0,61 [*]	-0,62 [*]	0,39 ^{ns}	0,38 ^{ns}	0,40 ^{ns}	0,44 ^{ns}	0,58 [*]
Propionate	-0,14 ^{ns}	-0,29 ^{ns}	-0,05 ^{ns}	0,47 ^{ns}	-0,42 ^{ns}	-0,46 ^{ns}	-0,69 [*]	-0,71 [*]	0,04 ^{ns}	0,01 ^{ns}	0,02 ^{ns}	0,11 ^{ns}	0,24 ^{ns}
IsoButyrate	-0,44 ^{ns}	-0,29 ^{ns}	0,32 ^{ns}	0,54 ^{ns}	0,35 ^{ns}	0,23 ^{ns}	-0,32 ^{ns}	-0,33 ^{ns}	0,25 ^{ns}	0,25 ^{ns}	0,28 ^{ns}	0,36 ^{ns}	0,57 [*]
Butyrate	0,08 ^{ns}	-0,14 ^{ns}	-0,39 ^{ns}	-0,03 ^{ns}	-0,51 ^{ns}	-0,48 ^{ns}	-0,37 ^{ns}	-0,38 ^{ns}	-0,08 ^{ns}	-0,10 ^{ns}	-0,09 ^{ns}	-0,06 ^{ns}	0,05 ^{ns}
Isovalérate	-0,27 ^{ns}	-0,02 ^{ns}	0,42 ^{ns}	0,40 ^{ns}	0,44 ^{ns}	0,34 ^{ns}	-0,03 ^{ns}	-0,03 ^{ns}	0,07 ^{ns}	0,07 ^{ns}	0,09 ^{ns}	0,14 ^{ns}	0,40 ^{ns}
Valérate	-0,55 ^{ns}	-0,51 ^{ns}	0,21 ^{ns}	0,60 [*]	0,17 ^{ns}	0,11 ^{ns}	-0,46 ^{ns}	-0,46 ^{ns}	0,24 ^{ns}	0,26 ^{ns}	0,30 ^{ns}	0,41 ^{ns}	0,56 ^{ns}
AGVt	-0,46 ^{ns}	-0,58 [*]	-0,22 ^{ns}	0,74 ^{**}	-0,17 ^{ns}	-0,23 ^{ns}	-0,66 [*]	-0,67 [*]	0,31 ^{ns}	0,29 ^{ns}	0,31 ^{ns}	0,37 ^{ns}	0,53 ^{ns}
C2/C3	-0,70 [*]	-0,66 [*]	-0,29 ^{ns}	0,68 [*]	0,49 ^{ns}	0,45 ^{ns}	-0,12 ^{ns}	-0,11 ^{ns}	0,56 [*]	0,62 [*]	0,63 [*]	0,58 [*]	0,63 [*]

*: $P < 0,05$; **: $P < 0,01$; ***: $P < 0,001$; ns: non significant ($P > 0,05$); ADF: acid detergent fibre; ADL: acid detergent lignin; AGVt : acides gras volatiles totaux; CP: crude protein; C2/C3 : ratio acétate-propionate, NDF: neutral detergent fibre; PNP : phénols non précipitables; TEP: Total Extractable phenoles, TT: Tanins totaux, TCL: Tanins condensés libres, TCA : Tanins condensés attachés, TCT : Tanins condensés Totaux.

En effet, plusieurs de ces auteurs soulignent l'effet négatif des constituants des parois végétales sur le profil fermentaire en acides gras volatiles. Le contenu azoté est significativement et positivement corrélé à la production d'acétate ($r = 0,81, P < 0,001$), à la production de l'acide gras valérate ($r = 0,60, P < 0,05$) et aux acides gras volatiles totaux ($r = 0,68, P < 0,05$).

Les phénols totaux et les tanins totaux ne jouent pas un effet corrélatif significatif sur le processus de production des AGV. Par contre, les tanins condensés libres et les tanins condensés totaux possèdent des effets corrélatifs négatifs et significatifs avec la production d'AGV totaux ($r = -0,66, P < 0,05$; $r = -0,67, P < 0,05$). De plus, les résultats du tableau 20 montrent bien que les tanins condensés sont corrélés négativement et significativement avec la production des deux acides gras majeurs : acétate et propionate ($r = -0,62, P < 0,05$; $r = -0,71, P < 0,05$ (TCT); $r = -0,61, P < 0,05$; $r = -0,69, P < 0,05$ (TCL)) respectivement. Ces résultats concordent parfaitement avec les travaux de Bannink et *al.* (2006) et Garcia et *al.* (2008) qui mentionnent l'effet négatif des tannins condensés sur la production des acides gras volatiles.

La production de gaz accompagne principalement les voies fermentaires productrices d'acétate et de butyrate, par contre le rendement en propionate est du seulement au tampon acide du milieu (Wolin, 1975). Les fortes corrélations entre la matière azotée totale et l'acide valérique et les AGV totaux ($r = 0,60, P < 0,05$; $r = 0,74, P < 0,01$) respectivement, indiquent que la fermentation de la MAT contribue à la production des acides gras volatiles. Contrairement aux travaux de Getachew et *al.* (2002), aucune corrélation directe n'est établie entre la production de gaz et la production d'acides gras volatiles. Cependant, les productions de gaz pour les temps d'incubation de 3, 6, 9 et 21 h sont corrélés positivement et significativement au ratio acétate/propionate ($r = 0,57, P = 0,05$; $r = 0,62, P = 0,03$; $r = 0,63, P = 0,027$; $r = 0,58, P = 0,048$) respectivement. La digestibilité réelle *in vitro* TIVD est corrélée positivement et significativement avec le ratio acétate/propionate ($r = 0,58, P = 0,047$).

La vitesse de production de gaz est corrélée positivement et significativement à l'acétate, à l'isobutyrate et au ratio acétate/propionate ($r = 0,58, P = 0,047$; $r = 0,57, P = 0,05$; $r = 0,63, P = 0,028$) respectivement. Ces résultats concordent parfaitement avec les travaux de Getachew et *al.* (2004).

2.2. Estimation de la digestibilité de substrats

2.2.1. Digestibilité *in vitro*

2.2.1.1. Digestibilité *in vitro* apparente (AIVD)

La digestibilité apparente de la matière sèche après 144 heures D144 des substrats étudiées est montrée dans le tableau 13. La digestibilité apparente est significativement distincte entre les fourrages ($P < 0,0001$), elle varie entre 42,9 et 89,4%. La valeur la plus élevée est notée pour *A. gombiformis* et la plus faible pour *S.tenacissima*. La classification des fourrages sur la base de la digestibilité apparente de la matière sèche est alors la suivante: ***A. gombiformis* > *A. campestris* > *A. halimus* > *A. herba-alba* > *R. raetam* > vesce avoine > *C. saharae* > Pédicelles > *L. spartum* > feuilles palmier dattier > *S .tenacissima*.**

D'une manière générale, la digestibilité des légumineuses est comparable et/ou supérieure à celle du substrat de référence (foin de vesce avoine). Ce résultat indique que leur contenu fibreux est digestible par le microbiote ruminal. Il est également surprenant de constater, et contrairement aux travaux de Arhab 2006, que ce n'est pas *C. saharae* mais *R. raetam* qui est plus dégradée et ce malgré sa teneur élevée en lignine (199,45 g/Kg MS). Un cas similaire est signalé par Longuo et *al.* (1989) pour une plante crucifère autochtone des zones arides d'Algérie. Les auteurs constatent que *Habalia* (au taux de lignine égal à 13%) présente la digestibilité la plus élevée. Cette similitude peut être expliquée en partie, par une bonne dégradation de ses autres constituants ou à l'existence de lignine peu polymérisée (Monties, 1980) susceptible d'être dégradée par le microbiote ruminal comme cela est rapporté par Delort-Laval (1978). Pour les palmes sèches, les valeurs de digestibilité *in vitro* sont supérieures à celles enregistrées par Genin et *al.*, (2004) et inférieures à celles observées par Pascual et *al.*, (2000) et Al Youcef et *al.*, (El-Youcef et *al.*, 1994) mais elles restent comparables aux travaux de Arhab (2006). Ces discordances peuvent être attribuées aux différences dans la composition chimique entre les fractions du palmier dattier utilisées. En effet, les palmes sèches dans notre étude se caractérisent par leurs teneurs élevées en tanins qui peuvent interagir et former une barrière limitant l'accessibilité des enzymes microbiennes.

2.2.1.2. Digestibilité *in vitro* réelle (TIVD)

Les valeurs de la digestibilité réelle de la matière sèche DT144 après 144 heures sont également mentionnées dans le tableau 13. Elles varient entre 46,9 et 89,4%. La valeur la

plus élevée est notée pour *A. gombiformis* et la plus faible pour *S.tenacissima*. La classification des fourrages sur la base de la digestibilité réelle de la matière sèche s'établit alors comme suit :

***A. campestris* > *A. gombiformis* > *A. halimus* > *A. herba-alba* > vesce avoine > *R. raetam* > *C. saharae* > *L. spartum* > feuilles palmier dattier > Pédicelles > *S .tenacissima*.**

Les différences entre le classement des fourrages par rapport à la digestibilité apparente et réelle sont tout à fait normales. Elles sont dues probablement à leurs différences par rapport à leur composition chimique et leur contenu en tanins. De plus, Blümmel and Becker (1997a) et Makkar (2000) mentionnent que la digestibilité apparente est calculée à partir du résidu total après fermentation, il consiste en substrat non dégradé et en biomasse bactérienne. Par contre la digestibilité réelle (true digestibility) se base sur la mesure gravimétrique du résidu fermentaire, après traitement avec la solution NDS qui élimine une partie des bactéries adhérentes aux particules alimentaires. On constate que le classement des substrats se maintient entre digestibilité apparente et réelle, sauf pour *A. gombiformis* et *R. raetam* qui ont une digestibilité réelle plus élevée. Ce résultat suggère donc la présence d'une biomasse microbienne importante fixée aux fibres de ces fourrages.

En général, la digestibilité réelle des graminées est comparable et/ou inférieure à celle du substrat de référence (vesce-avoine). Ce résultat indique que leur contenu fibreux est digestible par le microbiote ruminal et donc que leur digestibilité n'apparaît pas être un facteur limitant pour leur utilisation dans les rations des ruminants. La digestibilité de nos substrats est comprise entre 42,9% et 83,1%. Khazzal et *al.* (1993) rapportent que la digestibilité *in vitro* d'un foin iranien au début et à mi-floraison, contenant 373-523 g/Kg MS NDF est comprise entre 51,9% et 59,2%. Dans une autre étude, Toléra and Said (1997a) notent que la digestibilité de 3 légumineuses tropicales, renfermant 532, 493 et 549 g/Kg MS NDF est 49,2, 60.3, et 51%, respectivement. La dégradabilité légèrement faible de certains substrats peut être liée à leur faible contenu en azote et leur teneur élevée en fraction pariétale. Pour les palmes sèches, les valeurs de la digestibilité obtenues sont supérieures à celles enregistrées par Genin et *al.* (2004) et Arhab (2006) mais elles restent comparables à celles observées par Pascual et *al.* (2000) et Al-Youcef et *al.* (1994). Ces discordances peuvent être attribuées aux différences de composition chimique entre les fractions du palmier dattier utilisées.

Pour la détermination de la digestibilité, la méthode Ankom donne des résultats similaires que ceux des méthodes *in vitro* conventionnelles (Holden, 1999). Cependant Vogel

et *al.* (1999) and Mabweesh et *al.* (2000) rapportent pour la méthode Ankom, des valeurs de digestibilité largement supérieures. Ces différences sont plus accentuées pour les aliments concentrés et les suppléments protéiques et ils sont attribués par ces auteurs aux petites particules qui s'échappent du filtre des sacs, à la solubilisation croissante et/ou à la bonne digestion due à un meilleur contact entre la solution et l'échantillon (Vogel et *al.*, 1999). Blümmel and Orskov (1993) ont rapporté que le traitement NDS des sacs Daisy élimine plus de microbes, (c.a.d. fraction indigestible mais potentiellement digestible), ce qui mène à une sur estimation de TIVD. Dans ce fait, la TIVD estimée avec la méthode ANKOM est probablement supérieur par rapport aux méthodes conventionnelles.

2.2.2 Digestibilité *in situ*

2.2.2.1 Digestibilité de la matière sèche

Les pertes de la matière sèche des sacs de nylon incubés dans le rumen sont montrées dans le tableau 19. Les pertes dues au lavage au temps T0 sont comprises entre 11,4 et 49,8%. La valeur la plus élevée est enregistrée pour *A. gombiformis*, alors que *S.tenacissima* renferme la teneur la plus faible ($P<0,001$). Ces résultats concordent avec leur contenu respectif en fraction pariétales. Le substrat de référence affiche une valeur nettement supérieure à celle rapportée par Spanghero et *al.* (2003) (9%) et Arhab (2006) (10%). Les pertes de particules par lavages des substrats étudiés sont comparables par rapport à celles enregistrées par Ghorbani and Hadj-Hussaini (2000) (WL : 40,2%) et Daalkhajjav and Altanzul (2000) (9,25-30,8%). Cependant ces résultats sont élevés par rapport à celles notées par Arhab (2006) (0,94-15,8%). Ces différences peuvent être dues soit à la nature du substrat, soit à la taille des pores des sachets et/ou au rapport échantillon/surface de contact (Michalet-Doreau and Nozière, 1992; Orskov, 2000) ou encore à la technique de lavage utilisée (De Boer et *al.*, 1987).

La disparition de la matière sèche est statistiquement différente entre les substrats étudiés, aux différents temps d'incubation ($P<0,001$). Pour un temps de 24 heures, elle est comprise entre 19,6 et 73,9 %. La valeur la plus élevée est notée pour *A.halimus* et la plus faible est enregistrée pour *S.tenacissima*. Pour le dernier temps d'incubation (96 heures), la disparition de la matière sèche est comprise entre 31,4 et 84,2%. La valeur la plus élevée est notée pour *A. gombiformis* alors que *S.tenacissima* enregistre la valeur la plus faible.

Tableau 19. Dégradation *in sacco* de la matière sèche (g/100g MS), paramètres cinétiques et dégradation effective des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

Famille	Substrats	Temps d'incubations			Paramètres cinétiques		ED (g/g MS)
		0H	24H	96H	A (g/100g MS)	c (h ⁻¹)	
Dicotylédons							
Chenopodiaceae	<i>A. halimus</i>	0,414d	0,739a	0,810a	0,809a	0,1025ab	0,626a
Asteraceae	<i>A. campestris</i>	0,367c	0,639b	0,749b	0,750b	0,081cde	0,546b
	<i>A. herba-alba</i>	0,335c	0,503c	0,634c	0,632c	0,0707de	0,444c
Fabaceae- Leguminosae	<i>A. gombiformis</i>	0,498a	0,676b	0,849a	0,842a	0,0674e	0,583b
	<i>C. saharae</i>	0,263e	0,490cd	0,538d	0,507e	0,1085a	0,397cd
	<i>R. raetam</i>	0,199f	0,384e	0,431e	0,431f	0,094abc	0,326d
Monocotylédons	<i>S. pungens</i>	0,137g	0,302f	0,526d	0,565d	0,0332f	0,296e
Poaceae - Gramineae	<i>L. spartum</i>	0,261e	0,486cd	0,611d	0,612c	0,0661e	0,420cd
	<i>S. tenacissima</i>	0,114g	0,196g	0,314f	0,321g	0,0394f	0,182f
Fraction du palmier dattier	Feuilles	0,206f	0,359e	0,456e	0,443f	0,074ed	0,315d
	Pédicelles	0,379c	0,46d	0,523d	0,523f	0,0884bcd	0,390cd
Standard	Vesce-Avoine	0,322d	0,466cd	0,540d	0,540ed	0,0823cde	0,395cd
S.E.M.		0,0119	0,017	0,018	0,0169	0,0082	0,0145

A: production de gaz asymptotique; c: vitesse de la production de gaz ; ED : dégradabilité effective. ^{a, b, c, d, e, f} moyennes dans la même colonne affectées de lettres différentes sont significativement distincts ($P < 0,05$). S.E.M.: erreur standard des moyennes.

La classification des substrats est comme suit :

A. gombiformis > *A. halimus* > *A. campestris* > *A. herbaalba* > *L. spartum* > *G. saharae* > Vesce avoine > Pédicelles > *S. pungens* > Feuilles du palmier dattier > *R. raetam* > *S. tenacissima*.

Contrairement aux constats généralisés de Lucci et *al.* (1989), qui rapportent que le potentiel de dégradation de la matière sèche des légumineuses est supérieur à celui des graminées, *R. raetam* affiche une valeur inférieure à celle de *G. saharae*.

Les paramètres cinétiques de la dégradation de la matière sèche, déterminés selon le modèle de France (France et *al.*, 2000) sont aussi présentés dans le tableau 19. La dégradabilité effective (ED) des aliments dans le rumen est calculée selon France et *al.* (2000),

Tableau 20. Coefficients de corrélation entre la dégradation *in sacco* de la matière sèche, composés phénoliques et tanins condensés, paramètres de dégradations cinétiques des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

	NDF	ADF	ADL	CP	TEP	PNP	TT	TCL	TCA	TCT	A	<i>c</i>	ED
T ₀	-0,54 ^{ns}	-0,85 ^{***}	-0,82 ^{**}	-0,29 ^{ns}	0,55 ^{ns}	0,17 ^{ns}	0,17 ^{ns}	0,15 ^{ns}	-0,12 ^{ns}	-0,09 ^{ns}	0,82 ^{**}	0,48 ^{ns}	0,90 ^{***}
T ₂₄	-0,66 [*]	-0,83 ^{***}	-0,79 ^{**}	-0,12 ^{ns}	0,63 [*]	0,23 ^{ns}	0,29 ^{ns}	0,18 ^{ns}	-0,29 ^{ns}	-0,26 ^{ns}	0,91 ^{***}	0,57 ^{ns}	0,99 ^{***}
T ₉₆	-0,65 [*]	-0,78 ^{**}	-0,79 ^{**}	-0,35 ^{ns}	0,73 ^{**}	0,22 ^{ns}	0,29 ^{ns}	0,16 ^{ns}	-0,36 ^{ns}	-0,35 ^{ns}	0,99 ^{***}	0,28 ^{ns}	0,97 ^{***}
A	-0,64 [*]	-0,74 ^{**}	-0,78 ^{**}	-0,39 ^{ns}	0,72 ^{**}	0,18 ^{ns}	0,25 ^{ns}	0,14 ^{ns}	-0,38 ^{ns}	-0,38 ^{ns}	1		
<i>c</i>	-0,27 ^{ns}	-0,51 ^{ns}	-0,32 ^{ns}	0,45 ^{ns}	0,09 ^{ns}	0,13 ^{ns}	0,14 ^{ns}	0,11 ^{ns}	0,02 ^{ns}	0,09 ^{ns}	0,19 ^{ns}	1	
ED	-0,68 [*]	-0,83 ^{***}	0,81 ^{**}	-0,23 ^{ns}	0,66 [*]	0,23 ^{ns}	0,28 ^{ns}	0,18 ^{ns}	-0,31 ^{ns}	-0,28 ^{ns}	0,94 ^{***}	0,49 ^{ns}	1

*: $P < 0,05$; **: $P < 0,01$; ***: $P < 0,001$; ns: non significant ($P > 0,05$); A: production de gaz asymptotique; ADF: acid detergent fibre; ADL: acid detergent lignin; CP: crude protein; *c*: vitesse de la production de gaz; ED : dégradabilité effective ; NDF: neutral detergent fibre; PNP : phénols non précipitables; TEP: phénols extractables totaux, TT: Tanins totaux, TCL: Tanins condensés libres, TCA : Tanins condensés attachés, TCT : Tanins condensés Totaux ; T₀ : dégradation *in sacco* de la matière sèche à T=0h ; T₂₄ : dégradation *in sacco* de la matière sèche à T=24h ; T₉₆ : dégradation *in sacco* de la matière sèche à T=96h .

elle est calculée en associant la vitesse de dégradation des aliments à la disparition de la matière sèche après 144 heures (D144).

La vitesse de la dégradation est significativement différente entre les fourrages ($P < 0,0001$). *A. campestris* est la plus rapidement fermentée ($0,0813 \text{ h}^{-1}$), elle est suivie par *A. heba-alba* ($0,0771 \text{ h}^{-1}$) et *A. gombiformis* ($0,0753 \text{ h}^{-1}$), alors que *S. tenacissima* et *S. pungens* enregistrent la vitesse de fermentation la plus faible ($0,0149 \text{ h}^{-1}$, $0,0165 \text{ h}^{-1}$ respectivement). Les paramètres cinétiques de la dégradation de la matière sèche des différents substrats, déduits à partir du modèle de France et *al.*, (2002), sont mentionnés dans le tableau 19. La dégradation asymptotique A est significativement différente entre les substrats étudiés ($P < 0,0001$). *A. gombiformis* possède la valeur la plus élevée ($0,842 \text{ g/g MS}$), elle est suivie par *A. campestris* ($0,75 \text{ g/g MS}$), alors que *S. tenacissima* affiche la valeur la plus faible ($0,321 \text{ g/100g MS}$). La dégradation asymptotique A de *R. raetam* enregistre une valeur faible ($0,431 \text{ g/g MS}$). Ce résultat était prévisible à cause de son contenu élevé en lignine ($119,45 \text{ g/Kg MS}$).

La vitesse de la dégradation de la MS est significativement différente entre les fourrages ($P < 0,0001$). *C. saharae* est la plus rapidement fermentée ($0,108 \text{ h}^{-1}$), elle est suivie de *A. halimus* ($0,102 \text{ h}^{-1}$), alors que *S. tenacissima* et *S. pungens* enregistrent la vitesse de fermentation la plus faible ($0,039 \text{ h}^{-1}$, $0,033 \text{ h}^{-1}$ respectivement). Les vitesses de dégradation de la fraction du palmier dattier, feuilles et Pédicelles, sont très acceptables ($0,074$ et $0,088 \text{ h}^{-1}$ respectivement). Ces résultats corroborent avec les travaux de Arhab (2006) et ils sont dans les intervalles rapportés par d'autres auteurs pour des fourrages tropicaux (Laarbi et *al.*, 1998), pour des fourrages Soudanais (Ahmed and Elhag, 2004) et pour des fourrages méditerranéens (Bensalem et *al.*, 2000).

La dégradation effective ED est une mesure de la digestion dans le temps, en considérant la vitesse à laquelle le substrat quitte le rumen pour arriver à l'intestin (Kamalak et *al.*, 1994). La dégradation effective, estimée pour un $K = 3\%$, généralement admis pour des fourrages grossiers, est statistiquement variable entre les fourrages ($P < 0,0001$). Elle est comprise entre 23,4 et 62,4%. La dégradabilité la plus élevée est observée pour *A. halimus* et la plus faible pour *S. tenacissima*. Ces résultats coïncident parfaitement avec la composition chimique de la paroi totale NDF. Pour *R. raetam*, et en dépit de sa teneur très élevée en lignine, elle enregistre une dégradabilité très acceptable (50, 8%). Pour le témoin de vesce-Avoine, la valeur de la dégradabilité effective est faible comparativement à celles enregistrées par Hadj Ayed et *al.* (2000), Rodriguez et *al.* (1996) et Rubio et *al.* (1994) (65,8%, 64,7%, 63,8%) respectivement.

2.2.2.2. Effet de corrélation de la dégradation *in situ* de la matière sèche, les composants chimiques de la paroi totale et les composants phénoliques

L'examen du tableau 20 montre les corrélations entre les paramètres cinétiques de la dégradation *in situ* et les constituants chimiques de la paroi totale ainsi que les compositions en tanins des substrats étudiés. La fraction NDF est significativement et négativement corrélée à la dégradation de la matière sèche ($(r = -0,66; P < 0,05; T = 24 \text{ h})$, $(r = -0,65; P < 0,05; T = 96 \text{ h})$). De même, la teneur en ADF est corrélée significativement et négativement à la dégradation pour tous les temps de fermentation (-0,81, -0,79, -0,78) respectivement. Toutefois, le coefficient de corrélation diminue avec le temps. Ceci peut s'expliquer par le fait que l'effet de la fraction ADF sur le processus de la digestibilité diminue avec le temps car cette fraction est dégradée progressivement. Quant à la lignine, elle a aussi un effet corrélatif significatif sur le processus de la dégradation ($(r = -0,82; P < 0,01; T = 0 \text{ h})$, $(r = -0,789; P < 0,01; T = 24 \text{ h})$, $(r = -0,785; P < 0,01; T = 96 \text{ h})$). Ces résultats sont concordants avec les travaux de (Jung et *al.*, 1997). En effet, il est généralement admis que la concentration en lignine est négativement corrélée à la dégradation de la matière sèche. Elle influence aussi la quantité de matière sèche qui peut être consommée par le ruminant (Mertens, 1994).

La fraction de la matière azotée ne semble pas jouer un effet corrélatif significatif sur le processus de dégradation de la paroi totale. Ces résultats sont contradictoires avec les travaux de nombreux auteurs (Apori, 1998 ; Larbi et *al.*, 1998 ; Vitti et *al.*, 1999). Le paramètre cinétique A est significativement et négativement corrélé par rapport à la fraction NDF ($r = -0,64, P < 0,05$), à la fraction ADF ($r = -0,74, P < 0,01$) et à la lignine ($r = 0,78, P < 0,01$). Par contre, ce paramètre A s'avère positivement et significativement corrélé à la dégradation de la paroi totale ($r = 0,82, P < 0,01$; $r = 0,91, P < 0,001$; $r = 0,93, P < 0,01$), respectivement pour 24 et 96 heures d'incubation. La dégradation effective est significativement et négativement corrélée à la fraction NDF, ADF et ADL ($r = -0,68, P < 0,05$; $r = -0,83, P < 0,001$; $r = -0,83, P < 0,01$), respectivement.

En fait seuls les phénols totaux semblent jouer un effet corrélatif significatif et positif sur la dégradation de la paroi totale ($r = 0,63, P < 0,05$; $r = 0,73, P < 0,01$), respectivement pour les temps de fermentation de 24h et de 96h (tableau 22). En effet, le rôle potentiel des composées phénoliques sur la fermentation ruminale est faiblement détecté par la méthode *in sacco* (Apori et *al.*, 1998 ; Larbi et *al.*, 1998). Cependant, il s'avère que les méthodes *in vitro*, et particulièrement la technique de production de gaz, sont plus fiables dans la mise en évidence des facteurs inhibiteurs présents dans les aliments (Ammar et *al.*, 2004c ; Makkar,

2005). Ceci est dû au fait que la technique de production de gaz *in vitro* est un système fermé avec un supplément limité en jus de rumen. Par conséquent, la présence d'un facteur antinutritionnel affecte l'activité du microbiote ruminale. Contrairement à la méthode *in sacco*, dont le système est ouvert à son environnement ruminal réel avec un apport continu et renouvelé en contenu de rumen dans les sacs de nylon. Ainsi, l'augmentation de la disparition de la matière sèche observée dans le cas des fractions du palmier dattier, palmes sèches et pédicelles peut être due soit à une solubilisation et une dilution des composés phénoliques ou simplement aux pertes des fines particules à partir des sacs. De plus les résultats concernant les corrélations faibles des tanins confirment les observations de Khazaal et al. (1994) que la technique de production de gaz *in vitro* est plus sensible que la technique *in sacco* pour la détermination de la valeur nutritive des fourrages contenant des tanins.

2.2.2.3. Digestibilité *in situ* de la paroi totale (NDF)

La cinétique de dégradation de la fraction pariétale des substrats étudiés est illustrée dans le tableau 21. La dégradation de la fraction NDF est statistiquement différente entre les substrats ($P < 0,0001$). Au temps T0, les dégradations de la fraction NDF sont comprises entre 9,3 et 27,2%. La valeur la plus élevée est enregistrée pour *L. spartum* alors que *R. raetam* renferme la teneur la plus faible ($P < 0,001$). Pour un temps de 96 heures, les dégradations sont comprises entre 18,3 et 64,5%. La valeur la plus élevée est enregistrée pour *A. gombiformis* alors que la fraction du palmier dattier (pédicelles) renferme la teneur la plus faible. Ces résultats sont inférieurs par rapport aux travaux de Arhab (2006) (32,1 et 84,8%). Ces différences peuvent être dues soit à la nature du substrat, soit à la taille des pores des sachets et/ou au rapport échantillon/surface de contact (Michalet-Doreau and Nozière, 1992 ; Orskov 2000). Après 96 heures, les substrats sont classés selon l'ordre suivant:

***A. gombiformis* > *A. halimus* > Vesceavoine > *L. spartum* > *A. campestris* > *S. pungens* > *A. herbaalba* > *G. saharae* > Feuilles du palmier dattier > *R. raetam* > *S. tenacissima* > pédicelles.**

Les paramètres cinétiques de la dégradation de la paroi totale déterminés selon le modèle de France (France et al., 2000), sont aussi présentés dans le tableau 21. L'examen de ce tableau montre bien que plusieurs substrats possèdent la même vitesse de dégradation ($0,2 \text{ h}^{-1}$). *L. spartum* enregistre la vitesse la plus faible ($0,07 \text{ h}^{-1}$).

Tableau 21. Dégradation *in sacco* de la paroi totale NDF (g/100g), paramètres cinétiques et la dégradation effective des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

Famille	Substrats	Temps d'incubations			Paramètres cinétiques		ED (g/g MS)
		0H	24H	96H	A (g/100g MS)	c (h ⁻¹)	
Dicotylédons							
Chenopodiaceae	<i>A. halimus</i>	0,206c	0,496a	0,604b	0,604ab	0,100 c	0,509b
Asteraceae	<i>A. campestris</i>	0,201c	0,428bc	0,531c	0,532c	0,069d	0,566a
	<i>A. herba-alba</i>	0,253b	0,409c	0,487d	0,487d	0,076d	0,564a
Fabaceae- Leguminosae	<i>A. gombiformis</i>	0,189d	0,501a	0,645a	0,645a	0,120b	0,469b
	<i>C. saharae</i>	0,173e	0,193d	0,262e	0,262e	0,200a	0,321c
	<i>R. raetam</i>	0,093i	0,104g	0,227e	0,227e	0,200a	0,312c
Monocotylédons	<i>S. pungens</i>	0,138f	0,172ed	0,513cd	0,619ab	0,020f	0,183f
Poaceae - Gramineae	<i>L. spartum</i>	0,272a	0,443b	0,598b	0,599b	0,070d	0,315c
	<i>S. tenacissima</i>	0,122h	0,155f	0,225e	0,225e	0,200a	0,213ef
Fractions du palmier dattier	Feuilles	0,010j	0,177ed	0,257e	0,257e	0,200a	0,285cd
	Pédicelles	0,128gh	0,144f	0,183f	0,181f	0,200a	0,313c
Standard	Vesce-Avoine	0,133 fg	0,189d	0,603b	0,627ab	0,04e	0,252de
S.E.M.		0,0668	0,1334	0,1637	0,1677	0,0658	0,1214

A: production de gaz asymptotique; c: vitesse de la production de gaz; ED: dégradabilité effective. ^{a, b, c, d, e, f} moyennes dans la même colonne affectées de lettres différentes sont significativement distincts ($P < 0,05$). S.E.M.: erreur standard des moyennes.

Des résultats similaires sont observés par Varga and Hoover (1983) pour une collection d'aliments avec un contenu en NDF variant entre 600 et 920 g/Kg MS. Les vitesses de dégradation de la fraction du palmier dattier (feuilles et pédicelles) sont également élevés (0,2 h⁻¹). Ces résultats permettent d'envisager leur introduction dans l'alimentation du bétail comme nutriments. La dégradation asymptotique A est significativement différente entre les substrats étudiés ($P < 0,0001$). *A. gombiformis* possède la valeur la plus élevée (0,645 g/g MS), elle est suivi par *A. pungens* (0,619 g/g MS), par contre les pédicelles affichent la valeur la plus faible (0,181 g/100g MS). La dégradation asymptotique (A) de *R. raetam* enregistre une valeur faible (0,227 g/g MS). Ce résultat est prévisible à cause de son contenu élevé en lignine (119,45 g/Kg MS).

Tableau 22. Coefficients de corrélation entre la dégradation *in sacco* de la paroi totale, composés phénoliques et tanins condensés, paramètres de dégradation cinétiques des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

	NDF	ADF	ADL	CP	TEP	PNP	TT	TCL	TCA	TCT	A	<i>c</i>	ED
T ₀	-0,03 ^{ns}	-0,31 ^{ns}	-0,32 ^{ns}	-0,22 ^{ns}	0,39 ^{ns}	0,18 ^{ns}	0,58 [*]	-0,03 ^{ns}	-0,64 [*]	-0,61 [*]	0,58 [*]	-0,54 ^{ns}	0,58 ^{ns}
T ₂₄	-0,61 [*]	-0,60 [*]	-0,59 [*]	-0,39 ^{ns}	0,67 [*]	0,31 ^{ns}	0,49 ^{ns}	0,19 ^{ns}	-0,38 ^{ns}	-0,42 ^{ns}	0,69 [*]	-0,48 ^{ns}	0,79 ^{**}
T ₉₆	-0,41 ^{ns}	-0,35 ^{ns}	-0,49 ^{ns}	0,59 [*]	0,51 ^{ns}	-0,03 ^{ns}	0,13 ^{ns}	-0,11 ^{ns}	-0,57 ^{ns}	-0,67 [*]	0,99 ^{***}	-0,86 ^{***}	0,42 ^{ns}
A	-0,35 ^{ns}	-0,27 ^{ns}	-0,44 ^{ns}	-0,61 [*]	0,46 ^{ns}	-0,09 ^{ns}	0,07 ^{ns}	-0,14 ^{ns}	-0,57 ^{ns}	-0,67 [*]	1		
<i>c</i>	0,10 ^{ns}	0,12 ^{ns}	0,33 ^{ns}	-0,52 ^{ns}	-0,16 ^{ns}	-0,04 ^{ns}	-0,13 ^{ns}	0,01 ^{ns}	0,53 ^{ns}	0,59 [*]	-0,91 ^{***}	1	
ED	-0,55 ^{ns}	-0,89 ^{***}	-0,79 ^{**}	-0,04 ^{ns}	0,61 [*]	0,57 ^{ns}	0,58 [*]	0,49 ^{ns}	-0,24 ^{ns}	-0,16 ^{ns}	0,33 ^{ns}	-0,21 ^{ns}	1

*: $P < 0,05$; **: $P < 0,01$; ***: $P < 0,001$; ns: non significant ($P > 0,05$); A: production de gaz asymptotique; ADF: acid detergent fibre; ADL: acid detergent lignin; *c*: vitesse de la production de gaz; CP: crude protein; ED : dégradabilité effective ; NDF: neutral detergent fibre; PNP : phénols non précipitables; TEP: Total Extractable phenoles, TT: Tanins totaux, TCL: Tanins condensés libres, TCA : Tanins condensés attachés, TCT : Tanins condensés Totaux ; T₀ : dégradation *in sacco* de la matière sèche à T=0h ; T₂₄ : dégradation *in sacco* de la matière sèche à T=24h ; T₉₆ : dégradation *in sacco* de la matière sèche à T=96h .

Selon Mertens (1993), les facteurs de nature physique comme la cristallinité et le degré de polymérisation des polysaccharides des parois cellulaires peuvent avoir un effet considérable sur la cinétique de la dégradation, autant que la lignification elle-même. L'examen spécifique des données cinétiques des substrats étudiés révèle que la dégradation de la fraction NDF a lieu essentiellement entre 24 et 96 heures. Des différences sont également notées entre les espèces d'une même famille. Ces différences sont principalement attribuées aux contenus élevés en lignine et en matières azotées totales, ainsi qu'aux pertes élevées de particules qui pourraient contenir une teneur en fraction NDF (perdue et non évaluée dans le résidu).

2.2.2.4. Effet de corrélation de la dégradation *in situ* entre la fraction NDF, les composants chimiques et les composants phénoliques.

L'examen du tableau 22 montre les corrélations entre les paramètres cinétiques de la dégradation *in situ* de la fraction NDF et les constituants chimiques ainsi que les compositions en tanins des substrats étudiés. Les fractions NDF, ADF et ADL sont négativement et significativement corrélées à la dégradation de la fraction NDF, seulement pour le temps de fermentation 24 heures ($r = -0,61, P < 0,05$; $r = -0,60, P < 0,05$; $r = -0,59, P < 0,05$). La fraction de la matière azotée semble jouer un effet corrélatif positif et significatif pour le dernier temps de fermentation 96 heures ($r = -0,66; P < 0,05$). Les valeurs de la vitesse de dégradation sont corrélées négativement et significativement avec la fraction ADF seulement pour le temps de fermentation de 24 heures ($r = -0,59, P < 0,05$). Le paramètre asymptotique A est positivement et significativement corrélié pour tous les temps ($r = 0,58; P < 0,05; T = 0$ h), ($r = 0,69; P < 0,05; T = 24$ h), ($r = 0,98; P < 0,001; T = 96$ h).

La dégradation effective est négativement et significativement corrélée à la fraction ADF et ADL ($r = -0,89 ; P < 0,001, r = -0,79; P < 0,001$) respectivement.

Le tableau 24, montre aussi que les tanins totaux n'ont aucun effet corrélatif significatif sur le processus de la dégradation de la fraction NDF. A l'exception des tanins condensés qui semblent exercer un effet corrélatif, significative et négatif ($r = -0,64; P < 0,05, r = -0,67; P < 0,05$), respectivement pour le temps 0 et 96 heures.

2.2.2.5. Digestibilité *in situ* de la matière azotée

La cinétique de dégradation de la matière azotée des substrats étudiés est illustrée dans le tableau 23. La dégradation de la matière azotée est statistiquement différente entre les

substrats ($P < 0,0001$). Au temps T0, les dégradations de la matière azotée sont comprises entre 24,7 et 78,9 %. La valeur la plus élevée est enregistrée pour le substrat de référence alors que les feuilles du palmier dattier renferment la teneur la plus faible ($P < 0,001$). Pour le temps d'incubation de 96 heures, les dégradations de la matière azotée sont comprises entre 44,7 et 95,7 %. La valeur la plus élevée est enregistrée pour *A. gombiformis*, alors que *S. tenacissima* a la teneur la plus faible. Ces résultats sont inférieurs à ceux de Aregawi et al. (2008) pour des fourrages d'Ethiopie, ces différences peuvent résulter de plusieurs facteurs : nature du substrat, taille des pores des sachets, rapport échantillon/surface de contact (Michalet-Doreau and Nozière, 1992; Orskov 2000)

Après 96 heures de fermentation, par rapport à la digestibilité de leurs matières azotées, les substrats peuvent être classés selon l'ordre suivant:

A. gombiformis > *A. halimus* > *A. campestris* > *A. herbaalba* > *Vesceavoine* > *G. saharae* > *R. raetam* > *S. pungens* > *L. spartum* > *Pédicelles* > *Feuilles du palmier dattier* > *S. tenacissima*.

Les paramètres cinétiques de la dégradation de la matière azotée sont aussi présentés dans le tableau 23. Ses vitesses de dégradation sont statistiquement différentes entre les substrats ($P < 0,0001$). *C. saharae* enregistre la vitesse la plus élevée ($0,169 \text{ h}^{-1}$), alors que *L. spartum* affiche la vitesse la plus faible ($0,053 \text{ h}^{-1}$).

2.2.2.6. Effet de corrélation de la dégradation *in situ* de la matière azotée, les composants chimiques et les composants phénoliques.

L'examen du tableau 24 montre les corrélations entre les paramètres cinétiques de la dégradation *in situ* de la matière azotée et les constituants chimiques des substrats, ainsi que les concentrations en tanins des substrats étudiés. La fraction ADF est négativement et significativement corrélée à la dégradation de la matière azotée seulement pour les temps de fermentation 0 et 96 heures ($r = -0,80, P < 0,01$; $r = -0,85, P < 0,001$).

De même, la teneur en lignine est également corrélée négativement et significativement à la dégradation de la matière azotée pour les temps de fermentation 0 et 96 heures ($r = -0,78, P < 0,001$; $r = -0,82$; $P < 0,01$) respectivement. La matière azotée totale, quant à elle, semble n'avoir aucun effet corrélatif significatif sur le processus de dégradation des substrats.

Tableau 23. Dégradation *in sacco* de la matière azotée (g/100g), paramètres cinétiques et dégradation effective des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

Famille	Substrats	Temps d'incubations			Paramètres cinétiques		ED (g/g MS)
		0H	24H	96H	A (g/100g MS)	c (h ⁻¹)	
Dicotylédons							
Chenopodiaceae	<i>A. halimus</i>	0,517e	0,840b	0,910b	0,910b	0,108bcd	0,629b
Asteraceae	<i>A. campestris</i>	0,489f	0,779c	0,905b	0,906b	0,082cd	0,597bc
	<i>A. herba-alba</i>	0,488f	0,646c	0,842c	0,842c	0,061d	0,526d
Fabaceae- Leguminosae	<i>A. gombiformis</i>	0,736b	0,919a	0,957a	0,957a	0,159ab	0,682b
	<i>C. saharae</i>	0,585d	0,769c	0,783d	0,783d	0,169a	0,524d
	<i>R. raetam</i>	0,686c	0,717d	0,736e	0,736e	0,155ab	0,563cd
Monocotylédons	<i>S. pungens</i>	0,523 e	0,539f	0,642f	0,642f	0,077d	0,415f
Poaceae - Gramineae	<i>L. spartum</i>	0,361h	0,466g	0,634f	0,638f	0,053d	0,328g
	<i>S. tenacissima</i>	0,399g	0,426h	0,447h	0,447h	0,137abc	0,283h
Fractions du palmier dattier	Feuilles	0,247i	0,418h	0,541g	0,542g	0,061d	0,379f
	Pédicelles	0,421g	0,517f	0,548g	0,548g	0,125abc	0,464e
Standard	Vesce-Avoine	0,789a	0,803c	0,825c	0,825c	0,159ab	0,579c
S.E.M.		0,0105	0,017	0,0115	0,0117	0,0255	0,0174

A: production de gaz asymptotique; c: vitesse de la production de gaz ; ED : dégradabilité effective.
a, b, c, d, e, f moyennes dans la même colonne affectées de lettres différentes sont significativement distincts ($P < 0,05$). S.E.M.: erreur standard des moyennes.

Les valeurs de la vitesse de dégradation de la matière azotée sont corrélées positivement et significativement pour les temps de fermentation 0, 24 et 96 heures ($r = 0,93$, $P < 0,001$; $r = 0,51$, $P < 0,05$; $r = 0,96$, $P < 0,001$). Le paramètre asymptotique A est positivement et significativement corrélé pour tous les temps ($(r = 0,65$; $P < 0,05$; T=0 h), ($r = 0,71$; $P < 0,05$; T=24 h), ($r = 0,73$; $P < 0,01$; T=96h)).

La dégradation effective est négativement et significativement corrélée à la fraction ADF et ADL ($r = -0,80$, $P < 0,01$; $r = -0,78$, $P < 0,01$), alors que les tanins condensés n'ont aucun effet corrélatif sur le processus de dégradation de la matière azotée.

Le tableau 26 montre bien que les phénols totaux ont un effet corrélatif positif et significatif, pour tous les temps de fermentation 0 et 96 heures ($r = 0,74$, $P < 0,01$; $r = 0,67$; $P < 0,05$) respectivement.

Tableau 24. Coefficients de corrélation entre la dégradation *in sacco* de la matière azotée, composés phénoliques et tanins condensés, paramètres de dégradation cinétiques des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

	NDF	ADF	ADL	CP	TEP	PNP	TT	TCL	TCA	TCT	A	<i>c</i>	ED
T ₀	-0,43 ^{ns}	-0,80 ^{**}	0,78 ^{**}	-0,01 ^{ns}	0,74 ^{**}	-0,37 ^{ns}	0,22 ^{ns}	0,03 ^{ns}	-0,59 [*]	-0,56 ^{ns}	0,65 [*]	0,93 ^{***}	0,999 ^{***}
T ₂₄	0,29 ^{ns}	-0,07 ^{ns}	-0,07 ^{ns}	0,25 ^{ns}	0,16 ^{ns}	-0,62 [*]	-0,52 ^{ns}	-0,59 [*]	-0,25 ^{ns}	-0,20 ^{ns}	0,71 [*]	0,51 [*]	0,172 ^{ns}
T ₉₆	-0,42 ^{ns}	-0,85 ^{***}	-0,82 ^{**}	0,09 ^{ns}	0,67 [*]	-0,03 ^{ns}	-0,52 ^{ns}	-0,02 ^{ns}	-0,40 ^{ns}	-0,33 ^{ns}	0,73 ^{**}	0,96 ^{***}	0,914 ^{***}
A	-0,16 ^{ns}	-0,32 ^{ns}	-0,38 ^{ns}	0,010 ^{ns}	0,45 ^{ns}	0,53 ^{ns}	-0,37 ^{ns}	-0,59 ^{ns}	-0,64 [*]	-0,63 [*]	1		
<i>c</i>	-0,32 ^{ns}	-0,74 ^{**}	-0,73 ^{ns}	0,05 ^{ns}	0,71 [*]	-0,16 ^{ns}	-0,05 ^{ns}	-0,19 ^{ns}	-0,59 [*]	-0,54 ^{ns}	0,81 ^{**}	1	
ED	-0,43 ^{ns}	-0,80 ^{**}	-0,78 ^{**}	-0,01 ^{ns}	0,74 ^{**}	-0,09 ^{ns}	-0,21 ^{ns*}	-0,03 ^{ns}	-0,59 [*]	-0,56 ^{ns}	0,65 [*]	0,93 ^{***}	1

*: $P < 0,05$; **: $P < 0,01$; ***: $P < 0,001$; ns: non significant ($P > 0,05$); A: production de gaz asymptotique; ADF: acid detergent fibre; ADL: acid detergent lignin; *c*: vitesse de la production de gaz; CP: crude protein; ED : dégradabilité effective ; NDF: neutral detergent fibre; PNP : phénols non précipitables; TEP: Total Extractable phenoles, TT: Tanins extractables totaux, TCL: Tanins condensés libres, TCA : Tanins condensés attachés, TCT : Tanins condensés Totaux ; T₀ : dégradation *in sacco* de la matière sèche à T=0h ; T₂₄ : dégradation *in sacco* de la matière sèche à T=24h ; T₉₆ : dégradation *in sacco* de la matière sèche à T=96h .

3. Conclusions partielles

Les principaux éléments d'analyse de ce travail (composition chimique et digestibilité) permettent de classer les plantes étudiées en deux groupes, selon leur valeur nutritive (fig. 16): un groupe de mauvaise qualité comprenant les graminées et les feuilles du palmier dattier et un deuxième groupe, plus digestible, comprenant les plantes dicotylédones (*A. Gombiformis* et *Artemisia* spp.).

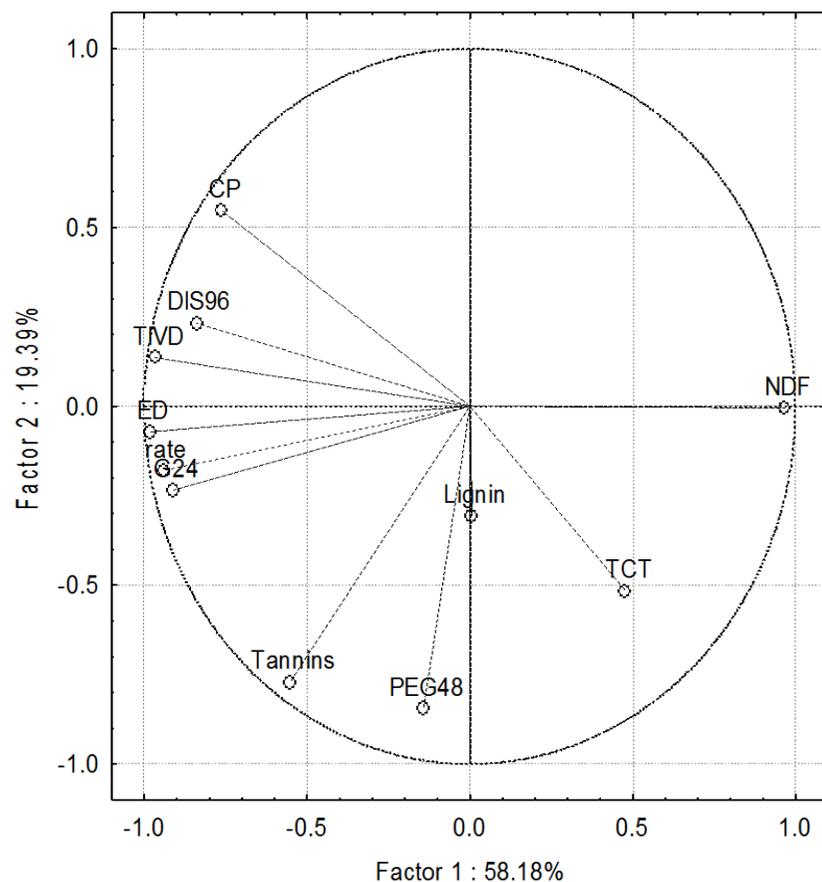
Les graminées examinées dans la présente étude s'avèrent très fibreuses, elles affichent aussi des valeurs nutritives et des digestibilités très faibles, avec un contenu de matière azotée limité. Par contre, *A. gombiformis* et *Artemisia* spp. sont les plantes les plus digestibles avec un contenu élevé en CP, ce qui montre que ces ressources fourragères possèdent un potentiel nutritif intéressant pour les ruminants. Les autres plantes légumineuses et les pédicelles, *C. saharae* et *R. raetam*, occupent une position intermédiaire entre les deux groupes, avec une digestibilité inférieure et un NDF plus élevé par rapport aux plantes dicotylédones, considérés comme des fourrages de haute qualité nutritive.

En raison des faibles volumes de production de gaz enregistrés pour *A. halimus*, légèrement différent des dicotylédones, cet arbuste se situe dans une position proche de ce pool (groupe le plus digestible des dicotylédones).

Avec une digestibilité élevée, une production de gaz faible et une fermentation efficace (mg MS digestibles/ml gaz), *A. halimus* se positionne en tête de liste comme étant le meilleur arbuste parmi les plantes étudiées. Par conséquent, *A. halimus* devrait être considéré comme un fourrage possédant un potentiel nutritif intéressant pour les ruminants.

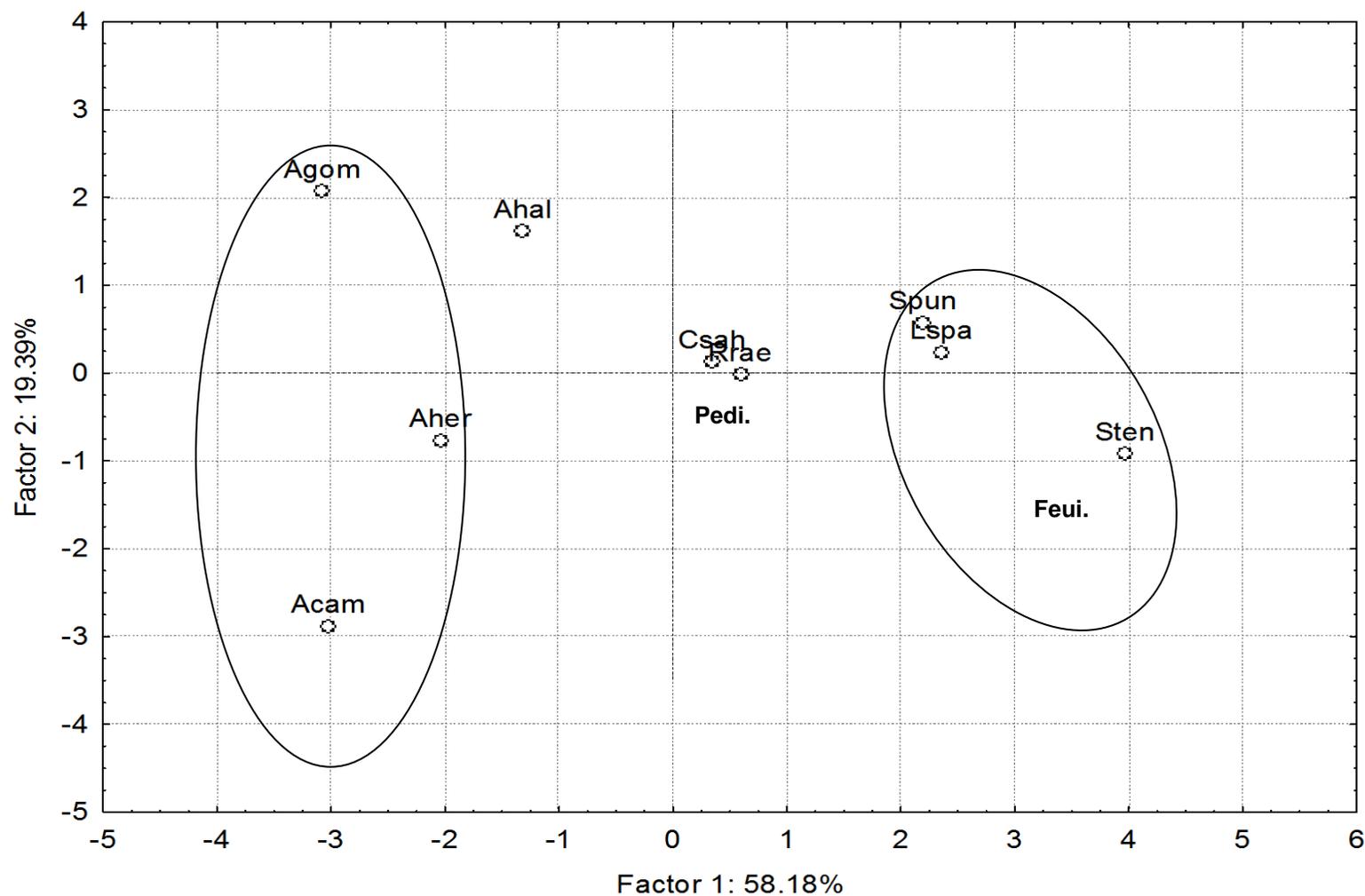
La position des variables des facteurs (ACP) issues des analyses des mesures principales explique une variation totale de l'ordre de 77,6%, par rapport à la composition chimique (NDF et CP) et à la digestibilité. Ces paramètres (composition chimique et digestibilité) sont les principales variables déterminant le classement des espèces pour le facteur 1. La position des variables sur cet axe confirme que tous les paramètres de la digestibilité sont fortement et positivement corrélés entre eux et également aux CP. De plus, la position de la fraction NDF (position sur l'extrémité opposée de l'axe) confirme bien que les NDF sont fortement et négativement corrélés à tous les paramètres de la digestibilité (fig. 17). Le deuxième facteur est défini principalement par la teneur et l'activité des tanins (essai biologique avec le PEG), il a un impact considérable sur la classification des espèces fourragères en fonction de leur qualité nutritionnelle.

Figure 16. Discrimination des paramètres les plus influents sur le regroupement observée sur la base de l'analyse en composantes principales effectuée sur les données enregistrées sur la composition chimique et de tanin, *in vitro* et *in situ* la digestibilité et la cinétique de fermentation.



CP = crude protein; DIS 96 = disparition *in situ* de la matière sèche à 96 h d'incubation; ED = dégradabilité effective; G24 = production de gaz cumulative à 24 h; Lignin = acid detergent lignin; NDF = neutral detergent fibre; PEG48 = activité biologique des tanins à 48 h d'incubation; *c* = vitesse de production de gaz; TIVD = digestibilité *in vitro* réelle; TCT : Tanins condensés Totaux; Tanins = Tanins Totaux.

Figure 17. Discrimination des espèces végétales sur la base d'une analyse en composante principale effectuée par rapport aux données enregistrées sur la composition chimique et composition en tanins, *in vitro* et *in situ* de la digestibilité et la cinétique de fermentation.



Ahal = *Atriplex halimus*, Acam = *Artemisia campestris*, Aher = *Artemisia herba-alba*, Agom = *Astragalus gombiformis*, Csah = *Calobota saharae*, Rae = *Retama raetam*, Spun = *Stipagrostis pungens*, Lspa = *Lygeum spartum* and Sten = *Stipa tenacissima*. Feui= Feuilles du palmier dattier, Pedi.= pédicelles

4. Aspects antinutritionnels des substrats

4.1. Effet des tanins sur la production de gaz *in vitro*

Le polyéthylène glycol (PEG) est un polymère synthétique possédant une grande affinité pour les tanins, il les rend inertes par la formation de complexes PEG-tanins (Makkar et al., 1995; Seresinhi et al., 2003). Il possède également la faculté de prévenir la formation de complexes protéines-tanins et de libérer ces complexes déjà présents dans le milieu (Barry and McNabb, 1999 ; Combolat et al., 2005 ; Rubanza et al., 2005).

Les productions de gaz de nos substrats, en présence et en absence de PEG, sont présentées dans le tableau 25 et illustrées par la figure 18. En absence de PEG et presque pour tous les temps de fermentation, les volumes de gaz les plus faibles sont enregistrés pour *S.tenacissima* ($P < 0,001$), alors que *C. saharae* affiche les volumes de gaz les plus élevés. Comme attendu, l'addition du PEG augmente la production de gaz pour la plupart des fourrages. Pour un temps de fermentation de 6 heures, la plus forte augmentation est observée pour *A.campestris* (75,8%), alors que *L.spartum* enregistre la plus faible valeur (0,5 %). Les autres plantes, qui ont enregistré des augmentations de volumes pour T=6h en présence de PEG, sont les fractions du palmier dattier (feuilles et pédicelles) et *S.tenacissima* (36,4%, 26,1% et 16,7%, respectivement). Il est à noter que ces taux diminuent avec le temps. En effet, il semble que l'effet de l'addition du PEG influence et favorise considérablement la production de gaz pour les premiers temps d'incubation, pour s'atténuer par la suite (Makkar et al., 1995). A la fin de la fermentation (48 heures), ces taux baissent significativement (23,1%, 25,6%, 4,5% et 3,6%), respectivement pour *A.campestris*, les fractions du palmier dattier (feuilles et pédicelles) et *S.tenacissima*. L'amélioration de la production de gaz *in vitro* des substrats incubés en présence de PEG est rapportée par d'autres auteurs pour différents fourrages (Barber et al., 1990 ; Combolat et al., 2005 ; Rubanza et al., 2005 ; Singh et al., 2005).

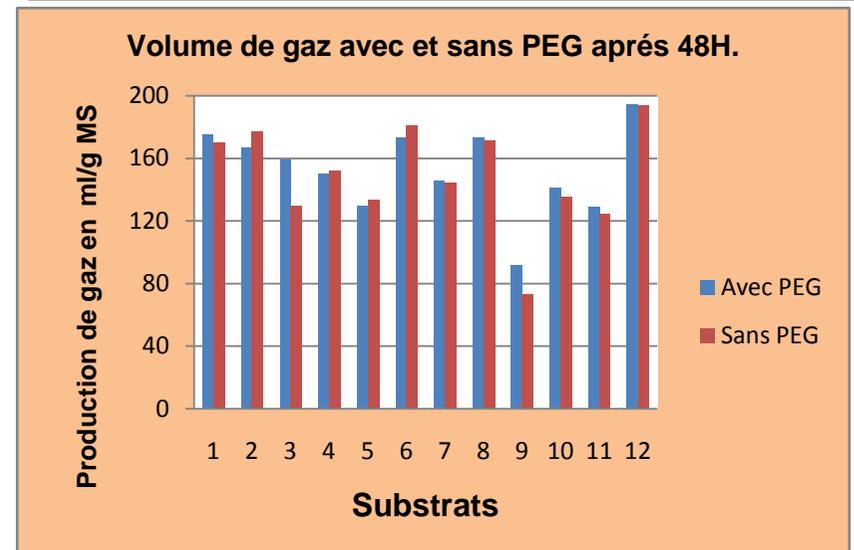
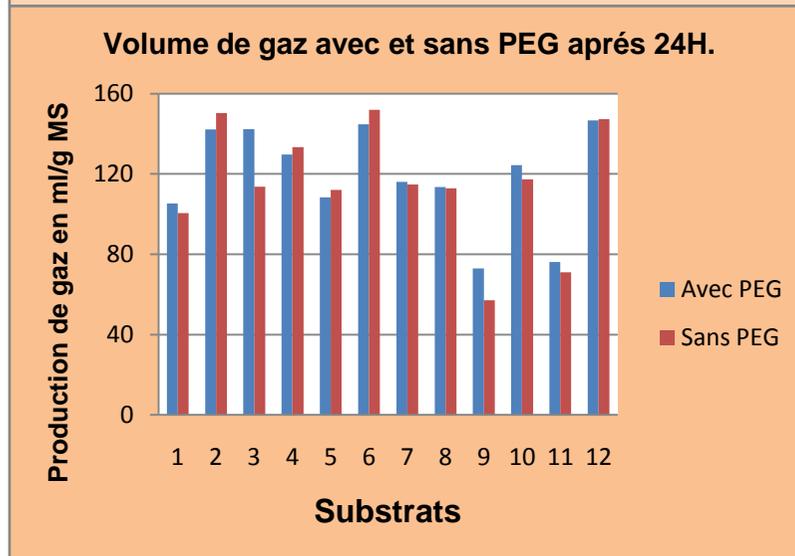
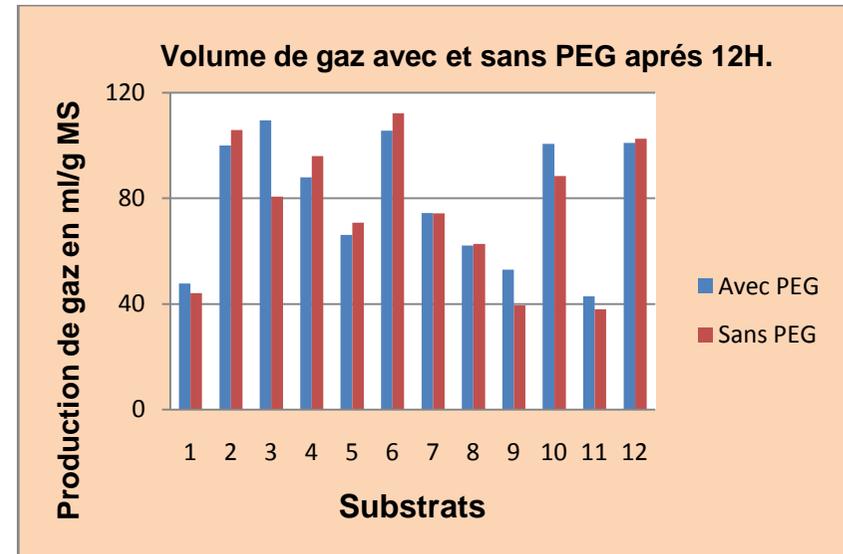
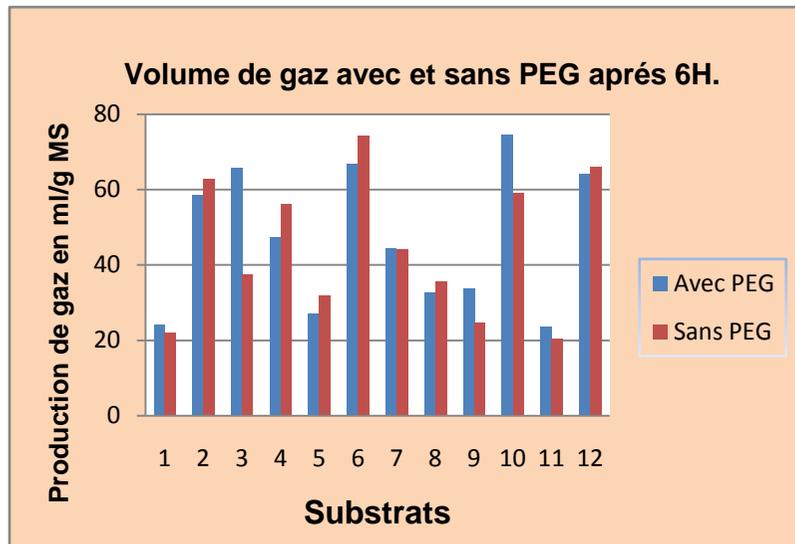
Les résultats du tableau 25 montrent bien que l'addition du PEG ne s'accompagne pas toujours d'une augmentation du volume de gaz produit. En effet, *A. herba-alba*, *A.halimus*, *G.saharea* et *A.gombiformis*, affichent des taux négatifs (-1,3%, 2,9%, 4,2% et 5,4%), Une telle situation est rapportée par Singh et al. (2005) qui signalent que l'addition du PEG réduit la production de gaz chez *Leucaena leucocephala* (-18,59%) et pour la paille de riz (-7,39%) après 24 heures d'incubation.

Tableau 25. Volume de gaz (ml/g MS) enregistré en présence et en absence du polyéthylène glycol des fourrages collectés da la région de Boussaâda et Djelfa.

Substrats	- PEG				+ PEG				Activité biologique (+PEG/-PEG)			
	6 H	12H	24H	48H	6 H	12H	24H	48H	6 H	12H	24H	48H
<i>A. halimus</i>	31,78de	70,78ef	112,08d	133,22e	27,17e	66,17cd	108,39e	129,34f	0,855	0,935	0,967	0,971
<i>A. campestris</i>	37,41de	80,64cde	113,73d	129,29de	65,76ab	109,46a	142,42ab	159,18cd	1,758	1,357	1,252	1,231
<i>A. herba-alba</i>	56,21bc	96,00abc	133,34bc	152,10c	47,47c	87,99b	129,63bc	150,15de	0,844	0,917	0,972	0,987
<i>A. gombiformis</i>	62,80ab	105,86a	150,44a	176,74ab	58,59b	100,06a	142,15ab	167,15bc	0,933	0,945	0,945	0,946
<i>C. saharae</i>	74,32a	112,16a	152,03a	180,89ab	66,75ab	105,60a	144,80a	173,28b	0,898	0,942	0,952	0,958
<i>R. raetam</i>	35,57de	62,79f	112,83d	171,12b	32,68e	62,15de	113,43de	173,41b	0,919	0,990	1,005	1,013
<i>S. pungens</i>	22,17e	44,05g	100,56d	169,97b	24,22e	47,75f	105,37e	175,03b	1,093	1,084	1,048	1,030
<i>L. spartum</i>	44,12cd	74,26def	114,78d	144,36cd	44,32cd	74,50c	116,01de	145,76de	1,005	1,003	1,011	1,010
<i>S. tenacissima</i>	20,34e	38,01g	71,05e	124,53e	23,73e	42,87f	76,12f	129,01f	1,167	1,128	1,071	1,036
Feuilles Palmes	24,79e	39,42g	57,00e	72,73f	33,81de	52,98ef	72,93f	91,37g	1,364	1,344	1,279	1,256
Pédicelles	59,10abc	88,43bcd	117,41cd	135,09cde	74,53a	100,61a	124,43cd	141,17ef	1,261	1,138	1,060	1,045
Vesce avoine	65,94ab	102,54ab	147,36ab	194,01a	64,19ab	101,03a	146,66a	194,46a	0,973	0,985	0,995	1,002
S.E.M.	7,55	7,29	7,38	7,63	5,83	6,18	5,63	9,88				

a, b, c, d, e, f moyennes dans la même colonne affectées de lettres différentes sont significativement distincts ($P < 0,05$).

S.E.M.: erreur standard des moyennes.



1 : *S. pungens* ; 2 : *A. gombiformis* ; 3 : *A. campestris* ; 4 : *A. herba-alba* ; 5 : *A. halimus* ; 6 : *C. saharae* ; 7 : *L. spartum* ; 8 : *R. raetam* ; 9 : Feuilles du palmier dattier ; 10 : Pédicelles ; 11 : *S. tenacissima* ; 12 : Vesce-avoine

Figure 18. Volumes de gaz enregistrés en présence et en absence du polyéthylène glycol des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

La figure 25 montre aussi que l'addition du PEG n'a presque aucun effet significatif sur la production de gaz pour *S. pungens*, *L. spartum*, *R. raetam* et le foin de vesce avoine et ce malgré leur contenu élevé en tanins. Ces résultats peuvent s'expliquer probablement par la capacité limitée du PEG à la fois d'inhiber complètement les effets des tanins et d'avoir un effet limité dans le temps (Baba et al., 2002 ; Fructos et al., 2004), son action dépend principalement de la stéréochimie et de la structure des tanins et d'autres facteurs qui seraient plus importants dans la limitation de la fermentation *in vitro* des tanins. Ces facteurs, peuvent être pour certains cas la quantité d'azote libre limitée pour le microbiote ruminal, la teneur élevée en fraction pariétale et la teneur en lignine (Ndlovu and Nherera, 1997).

4.2. Effet de corrélation entre l'activité biologique et les composants phénoliques.

L'examen du tableau 26 montre les corrélations entre l'activité biologique des tanins à 6, 12, 24 et 48 heures d'incubation et les concentrations en tanins des substrats étudiés. Les phénols non précipitables sont négativement et significativement corrélés pour tous les temps d'incubations ($r = -0,83, P < 0,05$; $r = -0,58, P < 0,05$; $r = -0,64, P < 0,05$; $r = -0,68, P < 0,05$), respectivement pour 6, 12, 24 et 48 heures. Par contre, les tanins condensés libres et attachés sont positivement et significativement corrélés pour 12, 24 et 48 heures d'incubation.

Ces résultats, inattendus, renforcent l'hypothèse émise par Ahn et al. (1989) de l'existence de plusieurs types de phénols, incluant les phénols simples et les polyphénols affectant à la fois l'activité biologique et la valeur nutritive des aliments. Il n'y a aucun effet corrélatif par rapport au temps d'incubations ($P = 0,455$) ou une interaction significative ($P = 0,070$) entre les temps d'incubation et les plantes étudiées. Ainsi les effets du PEG sur la production de gaz (signe indicatif de la présence des tanins) sont similaires pour tous les temps d'incubation.

Les fortes corrélations entre les différentes méthodes d'analyse et les valeurs observées avec l'essai biologique avec PEG soutiennent l'idée que la technique *in vitro* de production de gaz avec et sans PEG est un outil simple et efficace. Cette technique s'avère utile pour examiner les effets potentiels des tannins dans les fourrages. L'augmentation de pourcentage de la production de gaz comme résultat de l'effet inhibiteur du PEG sur des tannins serait un bon indicateur de l'activité biologique des tannins sur les fermentations microbiennes du rumen. En effet, plusieurs auteurs (Barber et al., 1990; Canbolat et al., 2005; Rubanza et al., 2005; Singh et al., 2005) rapportent pour différents substrats une augmentation significative

de la production de gaz *in vitro* quand le matériel végétal est incubé en présence de PEG (Canbolat et *al.*, 2005 ; Rubanza et *al.*, 2005 ; Singh et *al.*, 2005).

Sur la base de cette analyse, les espèces végétales contenant des tanins et possédant une grande activité anti-nutritionnelle sont : *A. campestris*, suivi par *S. tenacissima*. L'addition du PEG n'est pas toujours accompagnée d'une augmentation de volume de gaz. Les effets variables positifs ou négatifs des tanins dans les plantes dépend non seulement de leur concentration mais également de leur type et de leurs activités biologiques (Hagerman et *al.*, 1992; Barry and McNabb, 1999).

Tableau 26. Coefficients de corrélations entre l'activité biologique et les composés phénoliques à 6, 12, 24 et 48 heures d'incubations.

	TEP	PNP	TT	TCL	TCA	TCT
actibio1	-0,32 ^{ns}	-0,83 [*]	0,26 ^{ns}	0,73 ^{**}	0,42 ^{ns}	0,53 ^{ns}
actibio 2	-0,41 ^{ns}	-0,58 [*]	0,15 ^{ns}	0,71 [*]	0,61 [*]	0,67 [*]
actibio 3	-0,39 ^{ns}	-0,64 [*]	0,21 ^{ns}	0,76 ^{**}	0,61 [*]	0,64 [*]
actibio 4	-0,37 ^{ns}	-0,68 [*]	0,25 ^{ns}	0,79 ^{**}	0,59 [*]	0,63 [*]

*: $P < 0,05$; **: $P < 0,01$; ***: $P < 0,001$; ns: non significatif ($P > 0,05$); actibio1: activité biologique des tanins (+PEG/-PEG) après 6 h d'incubation; actibio 2 : activité biologique des tanins (+PEG/-PEG) après 12 h d'incubation ; actibio 3 : activité biologique des tanins (+PEG/-PEG) après 24 h d'incubation; actibio 4 : activité biologique des tanins (+PEG/-PEG) après 48 h d'incubation ; TEP: Total Extractable phenoles, TT: Tanins totaux, TCL: Tanins condensés libres, TCA : Tanins condensés attachés, TCT : Tanins condensés Totaux .

4.3. Effet des tanins sur la digestibilité *in vitro*

Les effets des tanins sur la digestibilité apparente et réelle *in vitro* (AIVD et TIVD) de la matière sèche, évaluées par les différences enregistrées après incubation des substrats en présence et en absence du PEG, sont résumés dans le tableau 27. La digestibilité *in vitro* est significativement variable entre le substrat et le traitement ($P < 0,001$). Elle est influencée par le traitement au PEG et l'interaction entre le substrat et le traitement avec le polyéthylène

Tableau 27. Digestibilité *in vitro* apparente et réelle (g/g MS) enregistré en présence et en absence du polyéthylène glycol des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

Famille	Substrats	-PEG		+PEG		Activité biologique (+PEG/-PEG)	
		AIVD	TIVD	AIVD	TIVD	AIVD	TIVD
Dicotylédons							
Chenopodiaceae	<i>A. halimus</i>	0,665a	0,811a	0,639a	0,792a	0,961	0,977
Asteraceae	<i>A. campestris</i>	0,610b	0,747b	0,616ab	0,736b	1,009	0,986
	<i>A. herba-alba</i>	0,532c	0,646d	0,516d	0,622d	0,969	0,962
Fabaceae- Leguminosae	<i>A. gombiformis</i>	0,593b	0,735b	0,587bc	0,737b	0,990	1,003
	<i>C. saharae</i>	0,632ab	0,700c	0,613ab	0,681c	0,969	0,973
	<i>R. raetam</i>	0,413d	0,484g	0,412e	0,479e	0,998	0,990
Monocotylédons	<i>S. pungens</i>	0,306e	0,413h	0,301f	0,395f	0,983	0,956
Poaceae - Gramineae	<i>L. spartum</i>	0,517c	0,595e	0,529d	0,592d	1,024	0,996
	<i>S. tenacissima</i>	0,244f	0,339i	0,287f	0,367f	1,177	1,083
Fractions du palmier dattier	Feuilles	0,335e	0,521f	0,504d	0,600d	1,503	1,154
	Pédicelles	0,520c	0,578e	0,548cd	0,589d	1,054	1,018
Standard	Vesce-Avoine	0,530c	0,604e	0,538d	0,596d	1,006	0,986
S.E.M.		0,0196	0,0133	0,0209	0,123		

AIVD: digestibilité *in vitro* apparente; TIVD: digestibilité *in vitro* v des moyennes.

glycol. En absence du PEG, *A. halimus* enregistre une digestibilité apparente et réelle la plus élevée (0,665 et 0,811 g/g MS), respectivement, alors que *S. tenacissima* affiche une digestibilité apparente et réelle la plus faible (0,244 et 0,339) respectivement.

Comme attendu, l'addition du PEG augmente considérablement la digestibilité apparente des substrats riches en tanins (*S. tenacissima*, les palme sèches et Pédicelles, 50,3, 17,7 et 5,4 unités, respectivement). Par contre, l'effet du PEG sur la digestibilité réelle pour les substrats riches en tanins (*S. tenacissima*, palmes sèches, pédicelles) est moins prononcée que celle de la digestibilité apparente. En effet, on constate que ces augmentations chutent d'une manière significative (15,4 ; 5,3 et 1,8 unités, respectivement). Pour les autres substrats, il semble que l'effet des tanins sur le phénomène de la digestibilité est modéré. Ces résultats sont conformes aux observations de plusieurs auteurs qui mentionnent que la digestibilité *in vitro* des aliments peut être influencée par les tanins à différents degrés (Palmer et *al.*, 2000 ; Tendonkeng et *al.*, 2004).

En absence du PEG, les pédicelles se distinguent par une production de gaz relativement importante (59,10 ml/g MS, 24 heures d'incubation) et une digestibilité apparente acceptable 0,52 g/g MS). Par contre, sa digestibilité réelle affiche une valeur faible (0,57 g/g MS). Ce résultat peut être expliqué par le fait que les tanins liés aux protéines forment des complexes insolubles dans la solution NDS. Ce qui engendre des précipités qui surestiment le substrat non dégradé (Makkar et *al.*, 1995). Cette situation peut aussi suggérer que les tanins affectent différemment les phénomènes de production de gaz et la dégradation des aliments. Contrairement aux travaux de Makkar et *al.* (1998) et en accord avec les travaux de Arhab (2006), dans cette étude l'effet du PEG est davantage prononcé sur la digestibilité réelle *in vitro* (une augmentation de 18%), comparativement à la production de gaz *in vitro* (6%). Cette situation indique que l'inclusion du PEG améliore la digestibilité aux dépens de la production de gaz, lequel conduit probablement à une activité microbienne plus importante.

4.4. Effet des tanins sur la production de la biomasse microbienne

La production de biomasse microbienne (PBM) est significativement influencée par la nature du substrat et par le traitement au PEG, de même que par leurs interactions. Les résultats du tableau 28 montrent qu'en absence de PEG, la plus grande valeur caractérise *A. halimus* (165,02 mg), elle est suivie par *A. campestris* (162,82 mg). Les pédicelles, *A. herba-alba*, *L. spartum* possèdent des valeurs intermédiaire (115,05 ; 114,27 ; 106,97mg,

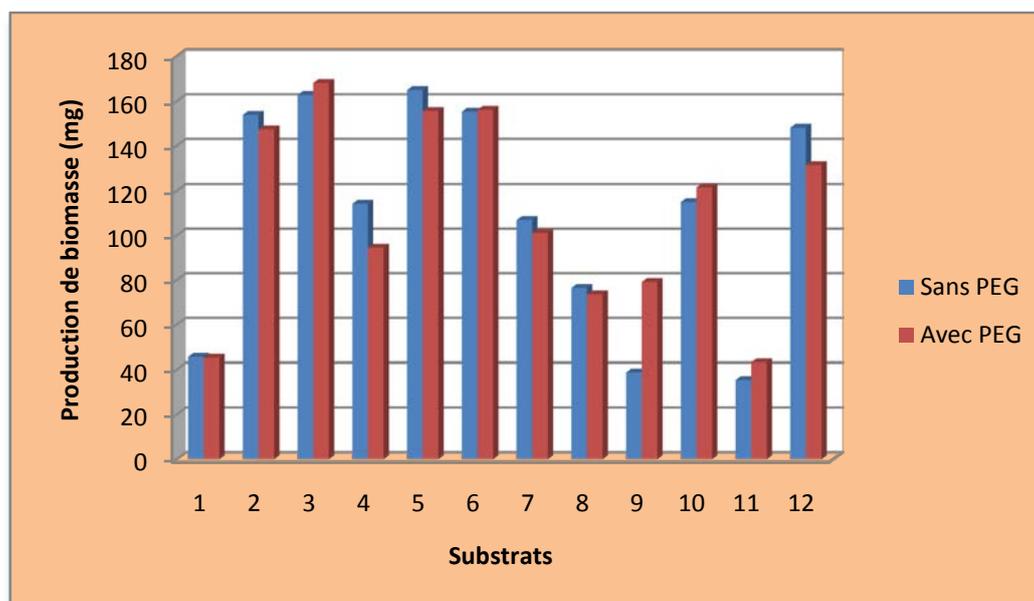
Tableau 28. Effet du polyéthylène glycol sur la digestibilité *in vitro* de la matière organique (g/g MS), de la production de la biomasse microbienne (mg) et le facteur de cloisonnement (mg/ml) des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

Famille	Substrats	-PEG			+PEG		
		IVOMD	PBM	PF	IVOMD	PBM	PF
Dicotylédons							
Chenopodiaceae	<i>A. halimus</i>	0,826a	165,02a	8,28a	0,794a	155,62b	8,11b
Asteraceae	<i>A. campestris</i>	0,680b	162,82b	5,68bc	0,686b	168,20a	5,59d
	<i>A. herba-alba</i>	0,578c	114,27c	5,84bc	0,560d	94,57d	6,63c
Fabaceae- Leguminosae	<i>A. gombiformis</i>	0,681b	153,90b	6,02b	0,674b	147,36b	6,16c
	<i>C. saharae</i>	0,662b	155,31b	5,65bc	0,642bc	156,14b	5,27de
	<i>R. raetam</i>	0,431d	76,49d	4,86de	0,430e	73,63e	5,03e
Monocotylédons	<i>S. pungens</i>	0,324e	45,63e	4,60e	0,319f	45,21f	4,49fg
Poaceae - Gramineae	<i>L. spartum</i>	0,553c	106,97c	5,71bc	0,566d	101,18d	6,33c
	<i>S. tenacissima</i>	0,253c	35,41f	3,61f	0,297f	43,13f	4,10g
Fraction du palmier dattier	Feuilles	0,394d	38,79f	8,01a	0,592cd	79,13e	8,87a
	Pédicelles	0,553c	115,05c	5,31cd	0,583d	121,61c	5,58d
Standard	Vesce-Avoine	0,567c	148,12c	5,45bcd	0,570d	131,60c	4,95ef
S.E.M.		0.0217	2.150	0.263	0.0229	2.334	0.237

IVOMD : digestibilité *in vitro* de la matière organique ; PBM : production de la biomasse microbienne ; PF : facteur de cloisonnement, ^{a, b, c, d, e, f} moyennes dans la même colonne affectées de lettres différentes sont significativement distincts ($P < 0,05$). S.E.M.: erreur standard des moyennes.

respectivement), alors que *S. pungens*, les feuilles du palmier dattier et *S. tenacissima* enregistrent les plus faibles valeurs (45,93 ; 38,79 ; 35,41mg, respectivement) (fig. 19). Ces différences sont probablement dues aux différentes substances anti nutritionnelles (saponines et tanins) que renferment les substrats ainsi que leurs éventuelles interactions. En effet, les saponines sont des molécules naturelles de défaunation qui agissent principalement sur la population des protozoaires ciliés, ce qui pourrait avoir pour effet une augmentation quantitative du microbiote (Makkar, 2003c ; Makkar, 2005). Tandis que New Bold et *al.* (1997) constatent que le nombre de bactéries augmente en présence des feuilles de *Sesbania sesban*, riches en saponines. D'autres auteurs (Getachew et *al.*, 2000 ; Makkar et *al.*, 1995) rapportent que les tanins possèdent également une activité anti protozoaires qui favorise la photogénèse microbienne dans le rumen. De ce fait, la production de biomasse microbienne, relativement élevée, observée pour les pédicelles peut être due à l'action individuelle de ces facteurs anti nutritionnels et/ou à leurs interactions synergiques.

L'addition du PEG n'a aucun effet sur la production de biomasse microbienne pour *A. campestris*, *C. saharae*, *S. pungens* et les pédicelles et il semble que l'effet du PEG est dépressif sur la production de biomasse microbienne pour *A. halimus*, *A. herba-alba*, *A. gombiformis*, *R. raetam*, *L. spartum* et Vesce-Avoine. Ce constat rend probablement compte du bouleversement de l'équilibre dans la population du microbiote ruminal. En effet, la baisse de la biomasse microbienne indique que la population bactérienne baisse globalement en présence des complexes tanins-PEG. Par ailleurs, il semble que l'accroissement de la production de gaz soit due à l'activité métabolique des populations fermentaires, émergées en présence des mêmes complexes. Des résultats similaires sont notés par Nortan and Ahn (1997) pour *Calliandra calothyrsus* et pour des fourrages tropicaux (Getachew et *al.*, 2000 ; Getachew et *al.*, 2004). Ces auteurs soulignent que cette réduction est due à un manque de synchronisation entre la libération de l'azote et la fermentation des polysaccharides. De plus, *S. tenacissima* et les feuilles du palmier dattier affichent des valeurs de la biomasse microbienne spectaculaires (augmentation de 21,8 % et 100,4 %, respectivement).



1 : *S. pungens* ; 2 : *A. gombiformis* ; 3 : *A. campestris* ; 4 : *A. herba-alba* ; 5 : *A. halimus* ; 6 : *C. saharae* ; 7 : *L. spartum* ; 8 : *R. raetam* ; 9 : Feuilles du palmier dattier ; 10 : Pédicelles ; 11 : *S. tenacissima* ; 12 : Vesce-avoine

Figure 19. Effet du polyéthylène glycol sur la production de biomasse des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et des fractions du palmier dattier.

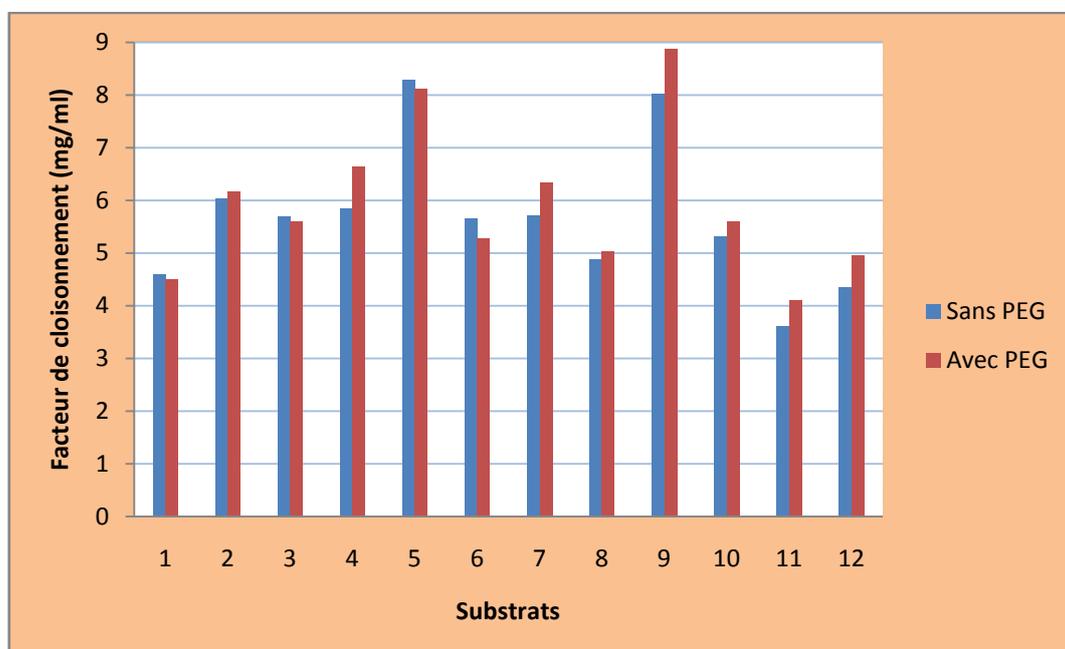
4.5. Effet des tanins sur le facteur de cloisonnement

Le facteur de cloisonnement, appelé également facteur de partition, est un paramètre qui exprime la répartition de la matière organique réellement dégradée entre la production de la biomasse microbienne et la production de gaz. Il correspond au rapport de la quantité en matière organique réellement dégradée (mg), nécessaire pour produire 1 ml de gaz (Blümmel and Becker, 1997). En absence de PEG, les valeurs du facteur de partition (PF) sont comprises entre 3,61 et 8,28 (Fig. 20). Ces valeurs dépassent la gamme établie par Blümmel et *al.* (1997) qui s'étend entre 2,75 et 4,41 mg/ml mais recourent les résultats obtenus par Baba et *al.* (2002) pour des arbustes fourragers (4,94- 11 mg/ml). Par contre, ces résultats sont inférieurs par rapport aux travaux de Getachew et *al.* (2000) sur des légumineuses herbacées riches en tanins (4,72-16,13 mg/ml). Selon Blümmel et *al.* (1997), les substrats dont les valeurs de PF sont élevées sont généralement hautement digestibles et ils sont bien corrélés à l'ingestion de la matière sèche chez les ruminants. Les valeurs élevées de PF peuvent être dues à plusieurs facteurs :

1. La solubilisation des tanins qui ne contribuent ni à la production de gaz ni à la production d'énergie mais favorisent plutôt la perte de la matière sèche.
2. Le rôle essentiel de la fraction soluble cellulaire (contenu azoté et lipides), qui contribue à la production de gaz.
3. La présence hypothétique des complexes tanins-protéines insolubles dans les résidus non dégradés mène à une sous-estimation de la matière organique dégradée qui fait baisser les valeurs de PF.

A la base de ce qui a été dit, ces résultats peuvent suggérer que les substrats (*A. halimus*, feuilles, *A. gombiformis*) ont un potentiel nutritif qui accroît la biosynthèse microbienne plutôt que la production de gaz.

L'addition de PEG induit une augmentation significative des facteurs de partition de *A. herba-alba*, *A. gombiformis*, *R. raetam*, *L. spartum*, *S. tenacissima*, des feuilles palmes sèches, des pédicelles, du foin de Vesce-Avoine (13,5%, 2,4%, 3,5%, 10,9%, 10,7 %, 5,2%, 13,9%, respectivement) ($P < 0,05$). Cette situation indique que l'emploi du PEG favorise la digestibilité de la matière organique plutôt que la production de gaz. Parallèlement, l'incorporation de PEG réduit significativement les valeurs du facteur de partition de *A. halimus*, *A. campestris*, *C. saharae*, *S. pungens* (2%, 1,5%, 6,5%, 2,4%, respectivement). Des résultats similaires sont rapportés par Singh et al. (2005) pour deux fourrages (*F. roxburghii* et *R. pseudoacacia*).



1 : *S. pungens* ; 2 : *A. gombiformis* ; 3 : *A. campestris* ; 4 : *A. herba-alba* ; 5 : *A. halimus* ; 6 : *C. saharae* ; 7 : *L. spartum* ; 8 : *R. raetam* ; 9 : Feuilles du palmier dattier ; 10 : Pédicelles ; 11 : *S. tenacissima* ; 12 : Vesce-avoine

Figure 20. Effet du polyéthylène glycol sur le facteur de cloisonnement des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et des fractions du palmier dattier.

Dans ce contexte, Bimmel et *al.* (2003) suggèrent que la sélection des substrats doit privilégier la dégradation élevée de la matière organique plutôt que la faible production de gaz.

4.6. Effet des tanins sur la stœchiométrie des fermentations

La stœchiométrie des fermentations a été étudiée pour un temps de 24 heures en présence et en absence de PEG. Le tableau 29 représente l'ensemble des résultats obtenus. La production de gaz résultant de la fermentation des différents substrats est essentiellement composée de dioxyde de carbone et en partie du méthane. En absence de PEG, le volume de CO₂ produit varie de 2,71 à 4,44 mmol/g MS, par contre, en présence de PEG, le volume de CO₂ varie entre 2,02 et 4.63 mmol/g MS. La valeur la plus élevée est enregistrée pour *A. campestris* et la plus faible pour les feuilles de la fraction du palmier dattier. Le gaz produit a pour origine principalement le système tampon. En effet, le CO₂ est produit soit directement de la dégradation des substrats organiques ou indirectement à partir de la salive artificielle pour neutraliser l'acidité induite par la production des AGV. Comme attendu, l'addition du PEG favorise l'augmentation des gaz fermentaires (gaz total, CH₄ et CO₂) pour tous les substrats, à l'exception de *A. gombiformis*. Ces résultats pourraient s'expliquer par la concentration élevée de la matière azotée chez cette plante (>22 %). Plusieurs auteurs (Ammar et *al.*, 2005 ; Arhab, 2006) affirment que les complexes PEG-protéines favorisent une diminution de la production de gaz.

La production de méthane en absence de PEG varie de 0,30 mmol/g MS pour *S. tenacissima* à 0.93 mmol/g MS pour *A. gombiformis*, alors que cet intervalle est sensiblement plus grand et varie de 0,44 mmol/g MS pour *S. tenacissima* à 0.90 mmol/g MS en présence de PEG pour *A. gombiformis*.

En absence de PEG, la production du gaz total varie de 2,32 mmol/g MS pour *S. tenacissima* à 5,39 mmol/g MS pour *A. campestris*. L'addition du PEG augmente également la production du gaz totale, à l'exception de *A. gombiformis*. La valeur la plus élevée est notée pour *A. campestris* (5,7244 mmol/g MS), alors que *S. tenacissima* enregistre la valeur la plus faible (3,13 mmol/g MS).

La bibliographie montre que plusieurs auteurs rapportent que les tanins des plantes réduisent la méthanogénèse ruminale (Carrulla et *al.*, 2005 ; Puchala et *al.*, 2005 ; Tavendale et *al.*, 2005), alors que d'autres auteurs affirment le contraire. Par exemple, Oliveira et *al.* (2007) rapportent l'absence d'effet des tanins pour des aliments contenant du sorgho avec une forte ou faible concentration de tanins sur la production de méthane. Beauchemin et *al.* (2007)

observent également le même effet sur des bovins nourris avec des aliments contenant des tanins quebracho à une concentration de 20g/Kg MS et ce malgré l'effet évident du complexe tanins-protéines.

L'ensemble des résultats relatifs à la concentration du méthane et du gaz carbonique sous l'effet de l'addition du PEG sont consignés dans le tableau 30. L'augmentation de la production de gaz avec addition de PEG, comparée à celle sans addition de PEG pour tous les substrats, varie considérablement ($P < 0,001$). *S. tenacissima* enregistre le taux le plus élevé (+34,7%), alors que *A. gombiformis* affiche la valeur la plus faible (-4,2 %). L'activité des tanins des substrats étudiés est mesurée par l'augmentation de la production de gaz sous l'effet du PEG (Makkar and Becker, 2009). L'augmentation de la production de méthane avec addition du PEG, comparée à celle sans addition de PEG, comme attendu, enregistre une nette augmentation, presque pour tous les substrats. Le taux le plus important est observé pour *S.tenacissima* (+45,8%) alors que *A. gombiformis* note un taux de (-3,6 %). La concentration du méthane est très variable entre les substrats ($P < 0,05$). Elle est comprise entre 6,20 % pour *R. raetam* et 20% pour les feuilles du palmier dattier. L'action du PEG influe considérablement et favorise une augmentation de la production en méthane et en en gaz carbonique. *S. tenacissima* observe le taux le plus en gaz carbonique 33,1 %.

4.7. Effet de corrélation de la production du méthane, dioxyde carbonique et les composants chimiques et les composants phénoliques

L'examen du tableau 31 montre les corrélations entre la production de méthane, de dioxyde carbonique et de gaz total et les constituants chimiques ainsi que les concentrations en tanins des substrats étudiés, en présence et en absence de PEG. En présence du PEG, La fraction NDF est négativement et significativement corrélée à la production de méthane et de gaz total GT ($r = -0,74$, $P < 0,05$; $r = -0,69$, $P < 0,05$) respectivement. Il semble que la paroi totale (fraction NDF) peut contribuer à expliquer les variations dans la production de méthane. Des teneurs élevées en NDF favorisent l'augmentation de la production de méthane par le déséquilibre de la production d'AGV en faveur de l'acide acétique, ce qui produit d'avantage d'hydrogène (Makkar and Bekker, 2009). Alors que la matière azotée totale n'a aucune influence sur la production du gaz total ou du CO₂, elle est par contre positivement et significativement corrélée à la production de méthane, en présence comme en absence du PEG.

Nos substrats ne présentent aucune corrélation entre les tanins totaux (TT) et/ou les phénols totaux (TEP), par rapport à la production de méthane. Ces résultats sont opposés à

ceux de Makkar et Becker (2009) qui suggèrent que les tanins totaux ont une influence sur la réduction de la production de méthane.

L'addition de PEG n'a aucun effet corrélatif sur la production de méthane. En effet, les concentrations en tanins condensés libres TCL ($r = -0,84$; $P < 0,001$) et tanins condensés totaux TCT ($r = -0,83$; $P < 0,001$) sont corrélés négativement et significativement de la même façon en présence ou en absence du PEG. Ces résultats sont contradictoires par rapport aux travaux d'Anuraga *et al.* (2009) qui affirment que seuls les tanins totaux et les phénols totaux sont corrélés négativement et significativement à la production de méthane en présence de PEG. Comme attendu, l'addition de PEG favorise l'augmentation du gaz total. Ce résultat se traduit par les fortes corrélations entre les tanins condensés TCL et TCT et l'activité biologique mesurée par le rapport du gaz total produit en présence et en absence de PEG ($r = 0,67$; $P < 0,05$; $r = 0,68$; $P < 0,05$) respectivement. Makkar et Becker (2009) rapportent que des plantes contenant des tanins peuvent être employées dans des aliments afin de réduire l'émission du méthane chez les ruminants.

Il serait intéressant d'obtenir des preuves évidentes, par exemple en isolant les tanins condensés pour les incuber *in vitro*. Une telle confirmation pourrait avoir une grande application car les tanins condensés réduisent l'emploi des protéines mais peuvent aussi avoir des effets bénéfiques (Makkar, 2003c ; Makkar *et al.*, 2007).

L'augmentation de la production de méthane par addition de PEG est fortement corrélée positivement et significativement aux tanins condensés libres et totaux ($r = 0,88$; $P < 0,01$; $r = 0,89$; $P < 0,01$) respectivement. Dans les fermentations *in vitro*, cela indique un effet dépressif de la dégradation des aliments dans le rumen. En effet, Les complexes PEG-Tanins éliminent l'activité anti-nutritionnelle des tanins sur les aliments. Cependant, les corrélations fortes entre les différentes méthodes d'analyses et les valeurs observées exactes et précises des essais biologiques avec PEG renforcent l'idée que la technique de la production de gaz *in vitro*, couplée à l'utilisation du PEG, peut être considérée comme un outil efficace pour l'exploration et la mise en évidence des effets potentiels des tanins. L'augmentation de la production de méthane et de gaz total est la résultante de l'effet bloquant du PEG sur les tanins, c'est donc un bon indicateur de l'activité biologique des tanins sur la fermentation du microbiote ruminal. Des augmentations nettes et significatives de production de gaz *in vitro* pour des substrats riches en tanins en présence de PEG ont été rapportées (Barber *et al.*, 1990; Canbolat *et al.*, 2005; Rubanza *et al.*, 2005; Singh *et al.*, 2005).

Tableau 29. Stœchiométrie de la fermentation *in vitro* (mmol/g MS) enregistré en présence et en absence du polyéthylène glycol des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

Famille	Substrats	-PEG			+PEG			Activité biologique en % (+PEG/-PEG)		
		CH ₄	CO ₂	GT	CH ₄	CO ₂	GT	CH ₄	CO ₂	GT
Dicotylédons										
Chenopodiaceae	<i>A. halimus</i>	0,86b	3,37d	4,22b	0,89a	3,76de	4,65de	104,0de	111,7bcde	110,1bcdef
Asteraceae	<i>A. campestris</i>	0,76cd	4,63a	5,39a	0,80b	4,92a	5,72 ^a	105,6de	106,3bcde	106,2cdef
	<i>A. herba-alba</i>	0,62f	3,02e	3,64c	0,75c	3,66ef	4,4ef	120,7bc	121,1ab	121,0ab
Fabaceae- Leguminosae	<i>A. gombiformis</i>	0,93a	4,16b	5,1a	0,90a	3,98cd	4,88cd	96,4c	95,7e	95,8f
	<i>C. saharae</i>	0,79c	4,38ab	5,18a	0,83b	4,59b	5,42b	105,1de	104,6cde	104,7def
	<i>R. raetam</i>	0,73de	2,98e	3,71c	0,76c	3,42f	4,18e	104,1de	115,1bcd	112,9bcde
Monocotylédons	<i>S. pungens</i>	0,62f	2,14f	2,75d	0,69d	2,57g	3,26g	112,3cd	120,0abc	118,3bcd
Poaceae - Gramineae	<i>L. spartum</i>	0,68e	3,72e	4,4b	0,69d	3,78de	4,46ef	101,8de	101,4de	101,5ef
	<i>S. tenacissima</i>	0,3h	2,02f	2,32e	0,44e	2,69g	3,13gh	145,8a	133,1a	134,7a
Fraction du palmier dattier	Feuilles	0,35g	2,01f	2,37e	0,45e	2,41g	2,86h	126,0b	120,0abc	120,9abc
	Pédicelles	0,67e	3,58cd	4,25b	0,82b	4,17c	4,99c	121,8bc	116,4bcd	117,3bcd
Standard	Vesce-Avoine	0,72de	4,5a	5,21a	0,81b	5,01a	5,82a	113,1cd	111,4bcde	111,6bcde
S.E.M.		0.024	0.142	0.157	0.016	0.125	0.136	4.735	6.764	6.205

CH₄ : production du méthane ; CO₂ : production du dioxyde carbonique ; GT : gaz total ; ^{a, b, c, d, e, f} moyennes dans la même colonne affectées de lettres différentes sont significativement distincts ($P < 0,05$). S.E.M.: erreur standard des moyennes.

Tableau 30. Concentration et augmentation du méthane (AM) et du dioxyde de carbone avec addition PEG des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa

Famille	Substrats	Concentration CH ₄ (%)	Augmentation du CH ₄ +PEG (%)	Concentration CO ₂ (%)	Augmentation CO ₂ + PEG (%)
Dicotylédons					
Chenopodiaceae	<i>A. halimus</i>	7,9	4,0	92,1	11,7
Asteraceae	<i>A. campestris</i>	12,8	5,6	87,2	6,3
	<i>A. herba-alba</i>	16,7	20,7	83,3	21,1
Fabaceae- Leguminosae	<i>A. gombiformis</i>	15,6	0,0	84,4	0,0
	<i>C. saharae</i>	16,5	5,1	83,5	4,6
	<i>R. raetam</i>	6,2	4,1	93,8	15,1
Monocotylédons					
Poaceae - Gramineae	<i>S. pungens</i>	15,0	12,3	85,0	20,0
	<i>L. spartum</i>	18,6	1,8	81,4	1,4
Fraction du palmier dattier	Feuilles	18,6	26,1	81,4	20,0
	Pédicelles	20,0	21,8	80,0	16,5
Standard	Vesce avoine	15,5	13,1	84,5	11,4

Tableau 31. Coefficients de corrélation entre la production de méthane et le gaz total cumulé en présence et en absence du PEG et de l'analyse chimique, composés phénoliques et tanins condensés, des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

	NDF	ADF	CP	TEP	TT	TCL	TCT
CH ₄ (-PEG)	-0,65 ^{ns}	-0,55 ^{ns}	0,73 [*]	0,06 ^{ns}	0,05 ^{ns}	-0,84 ^{**}	-0,83 ^{**}
VCO ₂ (-PEG)	-0,59 ^{ns}	-0,40 ^{ns}	0,42 ^{ns}	0,51 ^{ns}	0,44 ^{ns}	-0,39 ^{ns}	-0,34 ^{ns}
GazTotal(-PEG)	-0,62 ^{ns}	-0,44 ^{ns}	0,48 ^{ns}	0,45 ^{ns}	0,39 ^{ns}	-0,48 ^{ns}	-0,43 ^{ns}
CH ₄ (+PEG)	-0,74 [*]	-0,65 [*]	0,73 [*]	0,15 ^{ns}	0,15 ^{ns}	-0,85 ^{**}	-0,83 ^{**}
VCO ₂ (+PEG)	-0,64 ^{ns}	-0,44 ^{ns}	0,31 ^{ns}	0,64 ^{ns}	0,58 ^{ns}	-0,33 ^{ns}	-0,24 ^{ns}
GazTotal(+PEG)	-0,69 [*]	0,50 ^{ns}	0,39 ^{ns}	0,59 ^{ns}	0,54 ^{ns}	-0,43 ^{ns}	-0,35 ^{ns}
CH ₄ + / CH ₄ -	0,39 ^{ns}	0,29 ^{ns}	-0,49 ^{ns}	-0,05 ^{ns}	-0,02 ^{ns}	0,88 ^{**}	0,89 ^{**}
CO ₂ + / CO ₂ -	0,39 ^{ns}	0,25 ^{ns}	-0,52 ^{ns}	-0,15 ^{ns}	-0,07 ^{ns}	0,59 ^{ns}	0,61 ^{ns}
GT+ / GT-	0,39 ^{ns}	0,26 ^{ns}	-0,53 ^{ns}	-0,13 ^{ns}	-0,05 ^{ns}	0,67 [*]	0,68 [*]
CH ₄ / GT -	-0,06 ^{ns}	-0,18 ^{ns}	0,32 ^{ns}	-0,48 ^{ns}	-0,40 ^{ns}	-0,73 [*]	-0,77 [*]
CH ₄ / GT +	-0,04 ^{ns}	-0,19 ^{ns}	0,38 ^{ns}	-0,53 ^{ns}	-0,45 ^{ns}	-0,65 ^{ns}	-0,71 [*]
CH ₄ concen.	0,31 ^{ns}	0,32 ^{ns}	-0,49 ^{ns}	0,22 ^{ns}	0,08 ^{ns}	0,53 ^{ns}	0,48 ^{ns}
CH ₄ augm.	0,38 ^{ns}	0,27 ^{ns}	-0,11 ^{ns}	-0,07 ^{ns}	-0,04 ^{ns}	0,88 ^{**}	0,89 ^{**}
CO ₂ concen.	-0,31 ^{ns}	-0,32 ^{ns}	0,21 ^{ns}	-0,22 ^{ns}	-0,083 ^{ns}	-0,53 ^{ns}	-0,48 ^{ns}
CO ₂ augm.	0,37 ^{ns}	0,22 ^{ns}	-0,45 ^{ns}	-0,19 ^{ns}	-0,11 ^{ns}	0,61 ^{ns}	0,62 ^{ns}

*: $P < 0,05$; **: $P < 0,01$; ***: $P < 0,001$; ns: non significant ($P > 0,05$); NDF: neutral detergent fibre; ADF: acid detergent fibre; CH₄(-PEG): production du méthane sans PEG; VCO₂(-PEG): production du dioxyde de carbone sans PEG ; GazTotal(-PEG): gaz total cumulatif sans PEG ; CH₄(+PEG): production du méthane avec PEG; VCO₂(+PEG): production du dioxyde de carbone avec PEG ; GazTotal(+PEG): gaz total cumulatif avec PEG ; CH₄+ / CH₄- : rapport de la production du méthane avec et sans PEG ; CO₂+ / CO₂- : rapport de la production du dioxyde de carbone avec et sans PEG ; GT+ / GT- : rapport du gaz total cumulatif avec et sans PEG; CH₄ / GT- : rapport de la production du méthane et gaz total cumulatif sans PEG ; CH₄ / GT+ : rapport de la production du méthane et gaz total cumulatif avec PEG ; CH₄ concen : concentration du méthane ; CH₄ augm : augmentation du méthane ; CO₂ concen : concentration du dioxyde de carbone; CO₂ augm : augmentation du dioxyde de carbone ; TEP: Total Extractable phenoles, TT: Tanins totaux, TCL: Tanins condensés libres, TCA : Tanins condensés attachés, TCT : Tanins condensés Totaux.

5. Modélisation de la production de gaz

Des modèles (fonctions) mathématiques sont développés pour décrire des profils fermentaires, étudiés en systèmes manuels ou automatiques de production de gaz *in vitro*. A l'exception du modèle de France, le modèle d'Orskov et la majorité des modèles mathématiques sont conçus sur la base d'un modèle général de compartiments (France et *al.*, 2005). Les pools essentiels de ces modèles représentent la fraction potentiellement dégradable, la fraction de l'aliment non dégradable et la vitesse de production de gaz. Les modèles choisis, de formes sigmoïdales, varient par rapport aux paramètres contenus dans les modèles et, de ce fait, leurs courbes mathématiques ne sont pas identiques. La pente du profil tend vers zéro aux stades tardifs de fermentations ruminales car il n'y a presque aucune production de gaz due à l'épuisement du substrat. Les modèles tendent ainsi vers une valeur maximale asymptotique pour un temps de fermentation relativement important. Idéalement, la fonction mathématique devrait modéliser les courbes et les sigmoïdales, sans point d'inflexion (France et *al.*, 2005). Or le taux d'accumulation des gaz décroît dans une cadence continue et il n'y a aucun point d'inflexion. Le temps de mesure commence donc dès le début de la fermentation et la production de gaz démarre à un volume de gaz nul.

L'hypothèse de la dégradation qui tend vers une asymptote est sans équivoque. Cependant, les accumulations locales des fermentations des produits terminaux réduisent la disponibilité des facteurs de croissances essentiels et imposent des facteurs restrictifs chimiques et structuraux qui sont des paramètres potentiels influençant la réduction du processus fermentaire pour la dégradation des aliments (France et *al.*, 2005). Les modèles mathématiques supposent que la croissance de la biomasse microbienne est supposée constante durant toute l'incubation. En réalité, elle varie avec l'espèce bactérienne, le pH du milieu, et d'autres conditions du milieu telle la disponibilité de l'énergie (Dijkstra et *al.*, 2005). La majorité des auteurs travaillant dans la sphère de la modélisation (Krishnamoorthy et *al.*, 1991; Blummel and Ørskov, 1993; Beuvink and Kogut, 1993; Schofield et *al.*, 1994; Groot et *al.*, 1996) s'intéresse aux profils fermentaires relatifs à la quantité de gaz produits, plutôt qu'à la quantité du substrat dégradée du fait qu'elle n'est pas liée aux performances de l'animal. Les équations des modèles mathématiques, rapportées dans la littérature, n'ont pas toutes été exprimées avec un temps de latence fixe (temps précédent le début des fermentations). Les facteurs affectant ce temps de latence (lag time) sont principalement la nature du substrat incubé, l'espèce microbienne inoculée et la quantité de l'inoculum ajouté. Dans l'opération de lissage de

Tableau 32. Paramètres cinétiques selon les modèles d'Orskov et de France des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

Famille	Substrats	Modèle d'Orskov			Modèle de France	
		a (ml/g MS) (n=60)	b (ml/g MS) (n=60)	c (h ⁻¹) (n=60)	A (ml/g MS) (n=60)	c (h ⁻¹) (n=60)
Dicotylédons						
Chenopodiaceae	<i>A. halimus</i>	-7,98ef	184,53g	0,0432c	182,09e	0,0480d
Asteraceae	<i>A. campestris</i>	-9,58f	246,18cd	0,0714a	235,64bc	0,0786b
	<i>A. herba-alba</i>	-8,23ef	220,08ef	0,0736a	214,08d	0,0840a
Fabaceae - Leguminosae	<i>A. gombiformis</i>	-2,16c	208,06efg	0,0723a	211,58d	0,0751b
	<i>C. saharae</i>	-2,16c	215,26ef	0,0457c	213,96d	0,0487d
	<i>R. raetam</i>	-7,34def	228,28de	0,0405c	222,39cd	0,0491d
Monocotylédons Poaceae-Gramineae	<i>S. pungens</i>	-13,69g	341,88a	0,0143e	282,98a	0,0177f
	<i>L. spartum</i>	-6,63de	263,84bc	0,0188e	248,68b	0,0203f
	<i>S. tenacissima</i>	7,37a	194,67fg	0,0148e	234,29bc	0,0123g
Fraction du palmier dattier	Feuilles	5,50ab	107,01h	0,0441c	109,79f	0,0466d
	Pedicelle	-1,13c	213,31ef	0,0548b	192,17e	0,0544c
Standard	Vesce-Avoine	3,48b	283,85b	0,0339d	278,92a	0,0386e
S.E.M.		1,733	18,752	0,0041	13,493	0,00276
C.V.		-45,64	8,313	9,694	6,164	8,762
R²		0,942	0,915	0,966	0,930	0,973

A: production de gaz asymptotique; a: production de gaz à partir de la fraction soluble; b: production de gaz à partir de la fraction insoluble mais potentiellement fermentescible; c: vitesse de la production de gaz.^{a, b, c, d, e, f} moyennes dans la même colonne affectées de lettres différentes sont significativement distincts ($P < 0,05$). C.V.: coefficient de variation; R²: coefficient de corrélation, S.E.M.: erreur standard des moyennes, N: nombre d'observations.

données, cette phase de latence peut être simplement omise de l'équation dans le cas où elle n'améliore pas significativement le lissage des données et la qualité des courbes.

Dans ce contexte, une question revient souvent dans les publications : comment relier un modèle mathématique avec un autre ? C'est-à-dire, si une modélisation d'une base de données est faite par un modèle, comment doit-t-on procéder pour calculer les paramètres d'un autre modèle, sans avoir accès à la base de données originale. Malheureusement, cette aspiration reste chimérique. Cependant, en considérant les équations de la production de gaz, il est théoriquement possible d'égaliser les valeurs numériques des paramètres biologiques avec des expressions algébriques d'un autre (second) modèle, tels que par exemple la production de gaz asymptotique ou le temps nécessaire pour dégrader 50% de la fraction dégradabile (t_{50}) (déterminés selon un modèle donné). On obtient ainsi un système d'équations non linéaires. La résolution de ce système, qui détermine les valeurs des paramètres pour le second modèle, est possible numériquement en utilisant par exemple la méthode de Newton (Conte and De Boor, 1981).

5.1. Modélisation de la cinétique de la production de gaz *in vitro* par le modèle d'Orskov

Les paramètres cinétiques de la fermentation *in vitro* des différents substrats, déduits à partir du modèle exponentiel d'Orskov (Orskov and Mc Donald, 1979), sont mentionnés dans le tableau 32. Il apparaît que la fermentation *in vitro* des différents fourrages est tributaire d'une phase de latence, indiquée par les valeurs négatives de la fraction soluble (a) pour la majorité des plantes étudiées (Orskov and Ryle, 1990). La production de gaz à partir de la fraction soluble (a) du modèle d'Orskov (paramètre inexistant dans le modèle de France) affiche des valeurs négatives pour la majorité des fourrages. Cette phase est plus prononcée chez *S. pungens*, qui présente une fraction pariétale importante. Elle est significativement différente entre les fourrages et varie entre -13,69 et 7,37. La valeur la plus élevée est enregistrée pour les feuilles et *S. pungens* alors que *S. tenacissima* affiche la fraction la plus faible. Les valeurs négatives et controversées du paramètre (a) sont rapportées par plusieurs auteurs travaillant dans les mêmes conditions ou dans des essais *in sacco* (Abdulrazak et al., 2000 ; Apori et al., 1992 ; El Hassan et al., 2000). Dans le cas des graminées, cette phase de latence semble due au temps nécessaire aux microorganismes cellulolytiques à adhérer et coloniser les fibres alimentaires. Les valeurs positives inattendues de cette phase pour *S. tenacissima* et les feuilles du palmier dattier, expliquent en partie leurs dégradations en dépit des leurs teneurs élevées en tanins. S'agissant du standard de référence, la vesce avoine, et contrairement aux travaux de Arhab (2006), la valeur de cette phase est positive, ce qui indique clairement que cette

plante présente une fermentescibilité très acceptable. Ces résultats contradictoires peuvent être expliqués en partie par la taille de la base de données utilisée pour la modélisation. En effet, le nombre de points cinétiques constituant notre base de données est de 14 temps cinétiques alors que Arhab (2006), n'a considéré dans ses travaux que 6 temps pour les cinétiques de fermentations.

La production de gaz à partir de la fraction insoluble mais potentiellement fermentescible (b) est aussi significativement différente entre les substrats ($P < 0,0001$). *S. pungens* possède la valeur la plus élevée (341,88 ml/g MS), elle est suivie par *L. spartum* (263,84 ml/g MS), alors que les *Asteraceae* affichent des valeurs presque similaires. Les feuilles du palmier dattier se distinguent par la faible dégradation de leur fraction insoluble (107,01 ml/g MS). L'estimation de la production de gaz à partir de la fraction insoluble montre clairement que les deux plantes graminées *C. saharae* et *R. raetam* se caractérisent par une bonne fermentescibilité des constituants de leurs parois cellulaires par le microbiote ruminal, malgré leurs concentrations élevées en lignine.

La vitesse de production de gaz (c) à partir de la fraction (b) est significativement différente entre les fourrages ($P < 0,0001$). *A. herba-alba* est la plus rapidement fermentée par le microbiote ruminal $0,0736 \text{ (h}^{-1}\text{)}$ suivie par *A. gombiformis* $0,0723 \text{ (h}^{-1}\text{)}$ alors que les graminées affichent les plus faibles vitesses. *S. tenacissima* enregistre particulièrement la vitesse de dégradation la plus faible $0,0148 \text{ (h}^{-1}\text{)}$. Ce résultat est plus que prévisible car cette plante se caractérise par des teneurs élevés en parois totale et tanins. En conséquence, sa faible dégradabilité peut être probablement due, d'une part à un manque d'azote pour le microbiote ruminal et d'autres parts, par les tanins qui inhibe les enzymes. Les vitesses enregistrées et inattendues de la fraction du palmier dattier, feuilles et pédicelles ($0,044 \text{ h}^{-1}$ et $0,055 \text{ h}^{-1}$) sont très acceptables et ce en dépit de leurs concentrations élevées en tanins totaux et tanins condensés. Selon Khazaal et al. (1995), l'ingestion d'un fourrage est en partie expliquée par la vitesse de production de gaz (c), laquelle affecte la vitesse de passage des aliments dans le rumen, alors que la production potentielle de gaz (a+b) est associée à la dégradabilité de l'aliment. Ainsi, les valeurs obtenues pour les 3 graminées indiquent une meilleure disponibilité des nutriments pour le microbiote ruminal de ruminants pâturant de tels fourrages.

La fraction insoluble mais potentiellement dégradable (b) reflète la proportion de la matière sèche qui est dégradée dans le rumen à une vitesse mesurable. Cette fraction de

l'aliment fournit la source majeure des sucres lentement fermentescibles par le microbiote ruminal (Orskov and Mc Donald, 1979).

5.2. Modélisation de la cinétique de la production de gaz *in vitro* par le modèle de France

Les paramètres cinétiques de la fermentation *in vitro* des différents substrats, déduits à partir du modèle exponentiel de France (France et *al.*, 2000) sont mentionnés dans le tableau 32.

La vitesse de production de gaz (c) est significativement différente entre les fourrages ($P < 0,0001$). Les *Asteraceae* sont les plus rapidement fermentées. En effet, *A. herba-alba* est la plus rapidement fermentée par le microbiote ruminal $0,084 \text{ (h}^{-1}\text{)}$ suivie par *A. campestris* $0,079 \text{ (h}^{-1}\text{)}$ alors que les graminées affichent les plus faibles vitesses. *S. tenacissima* enregistre particulièrement la vitesse de dégradation la plus faible $0,012 \text{ (h}^{-1}\text{)}$. Les fractions du palmier dattier, feuilles et pédicelles enregistrent des vitesses acceptables et inattendues ($0,047 \text{ h}^{-1}$ et $0,054 \text{ h}^{-1}$) respectivement, presque identiques aux valeurs de vitesse du modèle d'Orskov.

La vitesse de dégradation de la plante *A. gombiformis* ($0,0751 \text{ h}^{-1}$) est prévisible car les concentrations en tanins et en fractions pariétales pour cette plante sont très faibles. Par contre, les résultats des concentrations en termes de tanins condensés présents pour les deux plantes *A. campestris* et *A. herba-alba* révèlent qu'ils sont probablement fixés aux protéines plutôt qu'à la fraction pariétale.

Contrairement aux travaux de Arhab (2006), la vitesse de fermentation du substrat de référence est relativement faible ($0,0381 \text{ h}^{-1}$). Cette situation pourrait s'expliquer par la différence des résultats en termes d'analyse chimique. Cependant, *C. saharae*, *A. halimus* et *R. raetam* affichent des vitesses de fermentation ($0,0487 \text{ h}^{-1}$; $0,0480 \text{ h}^{-1}$; $0,0491 \text{ h}^{-1}$ respectivement) comparables à la vitesse de dégradation de la vesce avoine. Ces valeurs indiquent une meilleure disponibilité des nutriments pour le microbiote ruminal de ruminants pâturant de tels fourrages dans les zones arides.

D'une manière générale, il n'y a eu aucun écart entre le classement des cinétiques de dégradation pour le modèle d'Orskov et le modèle de France. Ce résultat valide et confirme l'aptitude de ces modèles à prédire les cinétiques de la fermentation.

La production de gaz asymptotique (A) est significativement différente entre les substrats étudiés ($P < 0,0001$). *S. pungens* possède la valeur la plus élevée ($282,98 \text{ ml/g MS}$), elle est suivie par le foin de la vesce avoine ($278,92 \text{ ml/g MS}$). Par contre les feuilles du palmier dattier, à l'identique du modèle d'Orskov, affichent la valeur la plus faible ($109,97 \text{ ml/g MS}$). La production de gaz asymptotique (A) de *R. raetam* enregistre une valeur

inattendue mais cependant acceptable (222,39 ml/g MS) et ce en dépit de son contenu élevé en lignine (119,45 g/Kg MS).

5.3. Simulations des modèles mathématiques

Le tableau 33 comporte une simulation prédictive du modèle d'Orskov et de France pour les 14 temps d'incubation et pour l'ensemble des échantillons testés. Afin de réaliser les comparaisons entre les valeurs mesurées et les valeurs simulées, seule la moyenne des productions de gaz mesurées (réelles) pour chaque temps de fermentation est considérée. Pour les paramètres de chaque modèle, une moyenne pour chaque paramètre est introduite pour prédire la production de gaz. L'opération de prédiction selon les modèles d'Orskov et de France est globalement très satisfaisante.

Les paramètres statistiques des deux modèles sont consignés dans le tableau 34. Les écarts types sont calculés en considérant la variation entre la valeur de la production de gaz mesurée et la production de gaz simulée ($n=2$). D'une manière générale, les valeurs calculées de l'écart type sont très acceptables. Pour le modèle d'Orskov, *A. campestris* affiche la valeur de l'écart type la plus faible (1,21) alors que les pédicelles ont la valeur la plus élevée (5,35). Les valeurs des déviations standards du modèle de France sont également faibles. Les pédicelles affichent la valeur la plus faible (1,05) et *S. pungens* la valeur la plus élevée (6,95). En général, les plantes Dicotylédons possèdent les plus faibles valeurs des déviations standards. Ces résultats s'expliquent probablement par la bonne fermentescibilité de ces plantes par rapport aux autres substrats testés.

Les valeurs des erreurs standards des deux modèles sont également faibles, avec un léger avantage pour le modèle d'Orskov. L'erreur standard pour le modèle d'Orskov varie de 0,32 pour *A. campestris* à 1,1 pour *S. pungens*. Le même intervalle de l'erreur standard est presque maintenu pour le modèle de France. Les pédicelles affichent la valeur la plus faible (0,32), alors que *S. pungens* a la valeur la plus élevée (1,86).

Les valeurs des erreurs standards des deux modèles sont également faibles avec un léger avantage pour le modèle d'Orskov. L'erreur standard pour le modèle d'Orskov varie de 0,32 pour *A. campestris* à 1,1 pour *S. pungens*. Le même intervalle de l'erreur standard est presque maintenu.

Tableau 33. Prédications des productions selon les modèles d’Orskov et de France des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

Substrats	Production Gaz	3 h	6 h	9 h	12 h	16 h	21 h	26 h	31 h	36 h	48 h	72 h	96 h	120 h	144 h
<i>A. halimus</i>	Mesurée (ml/g MS)	14,43	34,02	48,72	66,25	89,42	107,36	122,83	135,69	145,35	156,66	168,81	176,35	179,64	184,70
	Simulée-Orskov(ml/g MS)	14,45	34,15	51,46	66,67	84,11	102,06	116,53	128,19	137,59	153,35	168,32	173,63	175,52	176,18
	Simulée-France(ml/g MS)	24,42	45,57	63,88	79,73	97,61	115,64	129,82	140,97	149,74	163,91	176,34	180,27	181,52	181,91
<i>A. campestris</i>	Mesurée (ml/g MS)	32,66	70,42	106,55	135,05	162,34	184,85	203,30	212,79	218,60	225,71	231,57	235,50	237,77	239,12
	Simulée-Orskov(ml/g MS)	37,89	76,20	107,13	132,09	158,06	181,64	198,14	209,69	217,77	228,60	235,16	236,34	236,55	236,59
	Simulée-France(ml/g MS)	49,50	88,60	119,49	143,89	168,64	190,41	205,11	215,03	221,73	230,22	234,82	235,52	235,62	235,64
<i>A. herba-alba</i>	Mesurée (ml/g MS)	30,53	66,21	98,42	125,31	153,33	174,36	189,86	196,61	201,00	206,03	211,44	214,90	214,94	215,84
	Simulée-Orskov(ml/g MS)	35,37	70,34	98,37	120,86	144,06	164,93	179,38	189,38	196,29	205,42	210,75	211,66	211,82	211,84
	Simulée-France(ml/g MS)	47,69	84,75	113,56	135,95	158,25	177,40	189,98	198,24	203,67	210,28	213,57	214,01	214,07	214,08
<i>A. gombiformis</i>	Mesurée (ml/g MS)	37,39	76,41	107,92	125,93	147,29	163,90	178,49	188,43	193,70	201,16	208,42	212,89	215,14	217,25
	Simulée-Orskov(ml/g MS)	38,41	71,07	97,36	118,52	140,47	160,32	174,15	183,78	190,49	199,43	204,76	205,70	205,86	205,89
	Simulée-France(ml/g MS)	42,68	76,75	103,95	125,66	147,96	167,87	181,56	190,96	197,41	205,83	210,63	211,42	211,55	211,58
<i>C. saharae</i>	Mesurée (ml/g MS)	26,53	52,18	75,51	94,99	112,44	128,36	147,74	165,70	178,99	195,07	206,43	211,10	212,68	214,29
	Simulée-Orskov(ml/g MS)	25,42	49,46	70,43	88,71	109,49	130,65	147,50	160,90	171,56	189,10	205,08	210,42	212,21	212,80
	Simulée-France(ml/g MS)	29,08	54,21	75,93	94,69	115,80	137,02	153,64	166,68	176,90	193,30	207,54	211,97	213,34	213,77
<i>R. raetam</i>	Mesurée (ml/g MS)	22,58	44,00	63,19	80,23	97,65	119,19	142,04	160,46	174,66	193,39	212,40	221,29	224,85	227,69
	Simulée-Orskov(ml/g MS)	18,78	41,91	62,39	80,53	101,53	123,42	141,30	155,90	167,82	188,27	208,58	216,26	219,17	220,27
	Simulée-France(ml/g MS)	30,46	56,75	79,43	99,01	121,01	143,08	160,35	173,85	184,42	201,32	215,91	220,39	221,78	222,20

Résultats et Discussions

Substrats	Production Gaz	3 h	6 h	9 h	12 h	16 h	21 h	26 h	31 h	36 h	48 h	72 h	96 h	120 h	144 h
<i>S. pungens</i>	Mesurée (ml/g MS)	8,49	16,40	23,59	29,62	39,88	55,99	77,51	99,82	121,16	162,66	210,91	240,60	257,57	268,83
	Simulée-Orskov(ml/g MS)	0,67	14,42	27,60	40,22	56,23	75,00	92,47	108,73	123,88	156,09	206,09	241,56	266,73	284,58
	Simulée-France(ml/g MS)	14,63	28,51	41,67	54,15	69,79	87,85	104,38	119,50	133,35	161,98	203,86	231,24	249,15	260,86
<i>L. spartum</i>	Mesurée (ml/g MS)	9,82	17,71	26,47	34,41	46,11	62,98	81,84	98,69	112,72	138,87	178,98	207,12	226,08	241,91
	Simulée-Orskov(ml/g MS)	7,84	21,51	34,44	46,66	61,91	79,43	95,38	109,90	123,12	150,20	189,06	213,81	229,57	239,61
	Simulée-France(ml/g MS)	14,69	28,52	41,53	53,76	68,97	86,31	101,98	116,14	128,93	154,82	191,02	213,26	226,92	235,31
<i>S.tenacissima</i>	Mesurée (ml/g MS)	12,91	21,12	29,76	36,12	42,94	49,75	58,61	68,03	77,30	97,63	138,97	165,10	180,45	192,19
	Simulée-Orskov(ml/g MS)	15,82	23,91	31,65	39,05	48,42	59,37	69,55	79,00	87,78	106,37	134,97	155,02	169,08	178,93
	Simulée-France(ml/g MS)	8,49	16,67	24,55	32,15	41,85	53,33	64,13	74,28	83,82	104,47	137,65	162,36	180,74	194,43
Feuilles	Mesurée (ml/g MS)	12,66	24,69	35,68	43,49	50,35	58,05	66,41	72,81	76,83	83,86	92,87	100,61	106,42	110,98
	Simulée-Orskov(ml/g MS)	18,76	30,38	40,56	49,47	59,67	70,12	78,51	85,24	90,64	99,62	108,04	110,96	111,97	112,32
	Simulée-France(ml/g MS)	14,32	26,78	37,61	47,03	57,70	68,53	77,10	83,90	89,28	98,06	105,96	108,54	109,38	109,66
Pedicelle	Mesurée (ml/g MS)	25,68	57,60	79,11	94,75	111,34	128,34	142,89	153,57	160,92	174,44	184,36	190,68	194,21	197,80
	Simulée-Orskov(ml/g MS)	31,21	58,64	81,92	101,67	123,42	144,69	160,87	173,16	182,52	196,81	208,05	211,07	211,88	212,10
	Simulée-France(ml/g MS)	28,94	53,52	74,39	92,13	111,69	130,86	145,46	156,58	165,06	178,06	188,34	191,13	191,89	192,09
Vesce-Avoine	Mesurée (ml/g MS)	25,65	51,93	74,92	95,18	116,07	138,91	161,39	179,18	196,61	224,77	257,14	271,81	277,60	283,13
	Simulée-Orskov(ml/g MS)	30,93	55,72	78,12	98,35	122,31	148,04	169,76	188,09	203,56	231,56	262,61	276,37	282,47	285,18
	Simulée-France(ml/g MS)	30,50	57,66	81,86	103,40	128,52	154,91	176,68	194,62	209,42	235,19	261,60	272,06	276,20	277,84

Le paramètre statistique le plus important relatif à la corrélation entre les productions de gaz mesurées et les productions de gaz simulées est le coefficient de corrélation R^2 . Les deux modèles affichent des valeurs très acceptables proches de 1.

De plus, les valeurs de ces coefficients de corrélations pour les deux modèles sont presque similaires avec un léger avantage pour le modèle de France. Pour le modèle d'Orskov, le coefficient de corrélation varie de 0,981 chez les pédicelles à 0,998 pour *C. saharae*. Les pédicelles présentent un coefficient de corrélation le plus bas de 0,977 pour le modèle de France et 0,999 pour la vesce avoine. Globalement l'ordre de classement, selon le coefficient de corrélation, est presque le même pour les deux modèles. Il est à noter que les plantes dicotylédones (à l'exception de *R. raetam*) affichent le même coefficient de corrélation ($R^2=0,997$). Ces résultats à l'identique des valeurs des déviations standards pourraient s'expliquer par la bonne dégradabilité de ces plantes, due à leurs contenus faibles en NFD, ADF, ADL et en composés phénoliques.

5.4. Critiques et validation des modèles mathématiques

Les paramètres statistiques (tableau 34) permettant l'évaluation des modèles mathématiques retenus (Lopez et al., 2007) sont: l'erreur standard des moyennes (SEM), le coefficient de variation (CV) et le coefficient de corrélation (R^2). Le nombre d'observations considérées est de 60, soit 5 observations pour chaque plante.

Globalement, les deux modèles permettent de simuler les profils fermentaires avec succès mais avec un léger avantage pour le modèle de France. En effet, le coefficient de corrélation (paramètre le plus important en statistique) de la vitesse de dégradation du modèle de France ($R^2= 0,973$) est supérieur à celui du modèle d'Orskov ($R^2= 0,966$). De plus, le coefficient de corrélation pour le paramètre relatif à la production de gaz asymptotique (A) du modèle de France ($R^2= 0,930$) est également meilleur comparativement au coefficient de corrélation du paramètre (b) du modèle d'Orskov ($R^2= 0,915$). Concernant les coefficients de variations (CV), le modèle de France affiche des valeurs nettement inférieures à celles du modèle d'Orskov. En effet, le coefficient de variation de la vitesse de dégradation est de 8,76 pour le modèle de France alors qu'il est de 9,69 pour le modèle d'Orskov.

Tableau 34. Paramètres statistiques selon les modèles d’Orskov et de France des fourrages collectés dans la région de Boussaâda et Djelfa.

Famille	Substrats	Modèle d’Orskov			Modèle de France		
		SD (n=2)	SE(n=2)	R ²	SD(n=2)	SE(n=2)	R ²
Dicotylédons							
Chenopodiaceae	<i>A. halimus</i>	2,10	0,56	0,997	2,77	0,74	0,997
Asteraceae	<i>A. campestris</i>	1,21	0,32	0,996	4,05	1,08	0,996
	<i>A. herba-alba</i>	2,35	0,63	0,996	4,60	1,23	0,996
Fabaceae - Leguminosae	<i>A. gombiformis</i>	2,24	0,60	0,996	1,26	0,34	0,996
	<i>C. saharae</i>	1,70	0,46	0,998	1,68	0,45	0,998
	<i>R. raetam</i>	1,56	0,42	0,988	5,31	1,42	0,998
Monocotylédons							
	<i>S. pungens</i>	4,12	1,10	0,988	6,95	1,86	0,991
Poaceae-Gramineae	<i>L. spartum</i>	3,42	0,91	0,991	4,96	1,33	0,994
	<i>S. tenacissima</i>	2,81	0,75	0,995	1,49	0,40	0,989
Fraction du palmier dattier	Feuilles	3,13	0,84	0,981	3,40	0,91	0,977
	Pedicelle	5,35	1,43	0,995	1,05	0,28	0,996
Standard	Vesce-Avoine	1,57	0,42	0,994	3,71	0,99	0,999

SD: déviation standard ou écart type; SE: Erreur standard ; R²: coefficient de corrélation, n: nombre d’observations.

Le coefficient de variation pour le paramètre relatif à la production de gaz asymptotique (A) du modèle de France (CV=6,164) est également meilleur, comparativement au coefficient de variation du paramètre (b) du modèle d'Orskov (CV= 8,313). De même que le coefficient de variation du paramètre a (production du gaz à partir de la fraction soluble) du modèle d'Orskov affiche une valeur très élevée et théoriquement inacceptable de -45,64. Ce résultat et en accord avec plusieurs auteurs (Arhab, 2006 ; France et *al.*, 2005), il montre clairement et confirme les insuffisances de ce modèle à simuler correctement les processus fermentaires.

Les résultats du tableau 32, montrent que l'erreur standard des moyennes (SEM) du modèle de France sont meilleures que celles d'Orskov. La SEM de vitesse de dégradation du modèle d'Orskov (0,0041) est presque le double de celle de France (0,0027). La SEM du paramètre A pour le modèle de France (13,49) est inférieure à la SEM du paramètre (b) du modèle d'Orskov (18,75).

Conclusion Générale

Cette thèse avait pour objectifs principaux l'étude de substrats des zones arides et semi arides d'Algérie, à travers plusieurs aspects : 1/ la caractérisation chimique précise de plantes de régions arides et semi arides et de sous produits de l'agronomie saharienne, 2/ l'évaluation de leur potentiel nutritif par la mesure de leur fermentescibilité *in vitro* et *in sacco* par le microbiote ruminal d'ovins ; 3/ L'estimation de l'action anti nutritionnelle de composants phénoliques de ces substrats et leur impact sur l'activité et le profil fermentaire du microbiote ruminal, 4/ l'exploration de la modélisation des profils métaboliques constatés.

L'analyse chimique révèle que les contenus en matières azotées totales des plantes de la famille des Dicotyledons sont relativement élevés, par rapport aux plantes de la famille des Monocotyledons et aux autres substrats. La légumineuse *A. gombiformis* est à cet égard la plus remarquable avec un taux de 22.3% en MAT. Ce qui permet d'envisager cette plante comme un supplément additif en azote avec des fourrages ou des sous produits fibreux (cas de nos substrats). De ce fait, il serait intéressant d'évaluer l'activité métabolique du microbiote ruminal vis-à-vis de mélanges de *A. gombiformis* (source d'azote) et de graminées (source d'énergie) pour le développement d'un nouveau système d'alimentation basé sur la complémentarité et la synergie entre substrats locaux. Concernant leur teneur en constituants pariétaux, les substrats étudiés s'avèrent riches en parois totales, avec des teneurs modérées en lignine. Ceci est probablement dû aux conditions climatiques qui règnent dans la région de Boussaâda et El-Djelfa, caractérisées par des températures élevées et de faibles pluviométries. Alors que des concentrations élevées en lignine et hémicellulose de certains substrats constituent un handicap à leur dégradation par le microbiote ruminal. Les graminées renferment des concentrations faibles en tanins (TET et TCT), comparativement aux fractions du palmier dattier (feuilles et pédicelles) et aux légumineuses. De plus, les seuils très élevés en TCT pour les fractions du palmier dattier pourraient imposer pour leur utilisation un traitement préalable visant à diminuer leur capacité à précipiter les protéines. Cependant, ce point doit être considéré avec beaucoup de précaution car l'effet des tanins sur l'activité métabolique du microbiote ruminale dépend non seulement de leur concentration mais également de leurs propriétés structurales et réactionnelles. D'où l'importance de signaler que les méthodes d'analyses chimiques des tanins restent controversées et les résultats à considérer avec précautions. En effet, les insuffisances des méthodes d'analyse utilisées pour la quantification des tanins sont expliquées en partie par les concentrations irréelles de tanins condensés dans certains échantillons. Par conséquent, il est difficile de proposer l'utilisation de ces sous produits comme constituants de rations alimentaires de ruminants, sur la seule

base de leur composition chimique. Cependant, les légumineuses et les graminées, à l'exception de *S. tenacissima*, semblent être intéressantes sur le plan nutritif, comparativement à d'autres plantes fourragères tropicales et méditerranéennes, elles peuvent être donc considérées comme des fourrages de qualité nutritionnelle acceptable.

L'évaluation de la fermentescibilité *in vitro* des substrats par le microbiote ruminal montre que les graminées, à l'exception de *S. tenacissima*, sont dégradées à un niveau presque équivalent à celui du substrat de référence. Les légumineuses et les pédicelles, ont un comportement intermédiaire, alors que les feuilles du palmier dattier ne sont que faiblement fermentées. Le classement sur la base des résultats de la production de gaz *in vitro*, après 144 heures d'incubation, est le suivant : **Foin de vesce-avoine** > *S. pungens* > *L. spartum* > *A. campestris* > *R. raetam* > *A. gombiformis* > *A. herba-alba* > *C. saharae* > **Pédicelles** > *S. tenacissima* > *A. halimus* > **Feuilles du palmier dattier**. Cependant, des résultats inattendus sont observés pour la plante graminée *S. pungens*, pédicelles et la plante légumineuse *L. spartum*, malgré leurs teneurs élevées en constituants pariétaux et en tanins. Ces résultats pourraient s'expliquer soit par le fait que les substrats examinés renferment une fraction NDF hautement digestible, soit par la capacité de dégradation du microbiote ruminal des tanins et/ou la combinaison de ces facteurs. La production de gaz relativement faible de *A. gombiformis*, en dépit de sa teneur très élevée en MAT, confirme les hypothèses de certains auteurs qui rapportent que la contribution des protéines à la production de gaz ne constitue pas un facteur majeur. De plus, l'activité fermentaire intense du microbiote ruminal en présence de ces substrats peut être expliquée par la présence importante de polysaccharides pariétaux hautement fermentescibles, ce qui engendre par ailleurs la libération d'azote. En effet, la disponibilité de l'azote fixé aux fibres est relativement limitée et sujette à la fermentation préalable des composés pariétaux. La digestibilité apparente de la matière sèche après 144 heures D144 des substrats étudiés est significativement distincte entre les fourrages. Les plantes dicotylédones enregistrent des digestibilités supérieures aux plantes Monocotyledons et aux fractions du palmier dattier. La valeur la plus élevée est notée pour *A. gombiformis* et la plus faible pour *S. tenacissima*. La classification des fourrages sur la base de la digestibilité apparente de la matière sèche est alors comme suit : *A. gombiformis* > *A. Campestris* > *A. halimus* > *A. herba-alba* > *R. raetam* > **vesce avoine** > *C. saharae* > **pédicelles** > *L. spartum* > **feuilles palmier dattier** > *S. tenacissima*. D'une manière générale, la digestibilité des légumineuses est comparable et/ou supérieure à celle du substrat de référence (foin de vesce avoine). Ce résultat indique que leur contenu fibreux est digestible par le microbiote ruminal. Il est également à constater que *R. raetam* est bien dégradée

malgré sa teneur élevée en lignine. Ce résultat peut être expliqué en partie, par une bonne dégradation des autres constituants. Les valeurs de la digestibilité apparente de la matière sèche concordent partiellement avec ceux de la production de gaz *in vitro*. Ceci est dû à la partition différente de la matière sèche dégradée entre la production de gaz et la production de biomasse. Une tendance différente est observée dans l'évaluation de la fermentescibilité *in situ* des substrats étudiés, comparativement à la production de gaz *in vitro*. Le classement des fourrages sur la base de la dégradation de la matière sèche *in sacco* est comme suit : *A. gombiformis* > *A. halimus* > *A. Campestris* > *A. herba-alba* > *L. spartum* > *G. saharae* > Vesce-avoine > pédicelles > *S. pungens* > Feuilles du palmier dattier > *R. raetam* > *S. tenacissima*. Cette différence, constatée principalement pour *A. gombiformis* et *A. halimus*, s'expliquerait soit par les pertes élevées constatées en particules fines et/ou à la neutralisation des facteurs antinutritionnels par leur solubilisation et leur dilution dans l'environnement ruminal. En effet, la technique de la production de gaz est la méthode par excellence pour la révélation des affects des facteurs antinutritionnels sur l'activité métabolique car le processus de la fermentation se déroule dans un environnement clos. Inversement, dans la techniques des sacs nylon, ces effet sont dissipés et dilués car les sacs sont des systèmes relativement ouverts au contenu ruminal qui ne permet pas alors l'accumulation et l'expression des tanins. Sur la base de la nature chimique des substrats, la fermentation *in vitro* et la digestibilité *in situ*, l'utilisation des fourrages : *A. gombiformis*, *A. halimus*, *A. Campestris*, *A. herba-alba*, *L. spartum*, *G. saharae* est fortement recommandée pour les éleveurs. Leur disponibilité dans le réaménagement des parcours pastoraux arides et semi arides assurerait sans doute une bonne source de nutriments de valeur, tant sur le plan qualitatif que de la digestibilité. Il reste cependant à explorer leurs caractéristiques agronomiques (production de biomasse végétale, phénomènes d'acidose, effet saisonnier sur la valeur nutritive) et zootechnique (croissance animale, palatabilité, qualité de la viande et des produits laitiers, taux d'ingestion). S'agissant des résidus de la fraction du palmier dattier, les pédicelles s'avèrent fort intéressantes et peuvent être incorporées comme supplément nutritif, alors que les feuilles sèches présentent un moindre intérêt car nécessitant alors un traitement préalable.

La production en AGV totaux des différents substrats est significativement différente entre les substrats. La concentration la plus élevée est enregistrée pour *A. gombiformis*, suivie par *A. campestris* et la plus faible pour feuilles du palmier dattier. Les pédicelles, enregistrent une valeur très acceptable et inattendue, largement comparable à la vesce-avoine. Ce résultat confirme les résultats obtenus précédemment, relatifs à la production de

gaz et leur digestibilité, observées pour cette fraction du palmier dattier qui montre ainsi une qualité nutritionnelle très appréciable.

Les ratios acétate/propionate, de fait les deux acides gras majeurs, sont significativement différents entre les substrats. Les ratios les plus élevés sont notés pour les Asteraceae. *A. campestris* affiche le ratio le plus élevé et *L. spartum* le plus faible. Ces ratios sont compris entre 2,54 et 4,47, ils sont comparables aux ratios rapportés dans la littérature et considérés comme appréciable. C'est notamment le cas des pédicelles.

Les principaux éléments d'analyse de ce travail (composition chimique, digestibilité, production de gaz et profil en acides gras volatiles) permettent de classer finalement les plantes étudiées en deux groupes: un groupe de qualité inférieure, comprenant les graminées et les feuilles du palmier dattier et un deuxième groupe, de valeur nutritionnelle intéressante, comprenant les plantes dicotylédones (*A. Gombiformis* et *Artemisia* spp.). *A. gombiformis* et *Artemisia* spp. offrent en particulier les profils fermentaires les plus remarquables. Ils sont, par conséquent et à ce titre, recommandables pour l'alimentation des ruminants. Les autres plantes légumineuses, *C. saharae* et *R. raetam*, occupent une position intermédiaire entre les deux groupes, avec une digestibilité, une production de gaz et une production d'acide gras volatiles inférieures par rapport aux plantes dicotylédones, considérés comme des fourrages de bonne qualité nutritive.

Compte tenu des résultats obtenus pour les pédicelles, en termes de digestibilité, de production de gaz et d'acides gras volatiles, Cette fraction du palmier dattier, au statut actuel de déchet de l'industrie agro-alimentaire, peut être considérée comme un substrat de qualité, au potentiel de valorisation certain en production animale. Les valeurs différentes de son profil fermentaire, observées dans notre étude par rapport à celle d'Arhab (2006), indiquent qu'il reste à préciser les conditions d'optimisation de son utilisation.

L'activité biologique du microbiote ruminal, mesurée à travers les effets spécifiques des tanins par l'utilisation du PEG, montre que les tanins influencent à différents degrés la production de gaz. Par ailleurs, les résultats obtenus montrent bien que l'addition du PEG n'a presque aucun effet significative sur la production de gaz pour *S. pungens*, *L. spartum*, *R. raetam* et ce malgré leur contenu élevé en tanins. Ces résultats peuvent s'expliquer probablement soit par la capacité limitée du PEG à inhiber complètement les effets des tanins, soit en raison d'autres facteurs qui seraient plus importants dans la limitation de la fermentation *in vitro* des tanins. Cette situation suggère également que les processus de production de gaz et de dégradation des aliments sont différemment affectés par les tanins. L'augmentation de la production du méthane par addition de PEG est fortement corrélée

positivement et significativement aux tanins condensés libres et totaux. Ce résultat suggère que le test des tanins couplé à la production de gaz peut être utilisé pour identifier les plantes possédant des activités anti- méthanogènes. De plus, il serait intéressant de compléter cette étude par la recherche et le développement de nouveaux procédés permettant d'élucider la relation entre les structures des tanins et leurs effets biologiques. En outre, il est essentiel d'estimer la capacité des tanins présents dans les fourrages à enrober les protéines pour une meilleure valorisation animale de l'azote contenu dans les fourrages. De même que l'addition du PEG engendre une augmentation de la biomasse bactérienne pour les substrats riches en tanins et affecte différemment le facteur de partition, selon la nature des fourrages et leur composition chimique en composés phénoliques. Cette étude confirme que l'emploi du PEG, combiné à la technique de production de gaz *in vitro* et les digestibilités *in vitro* et les essais *in situ*, peuvent être un moyen simple et rapide pour le classement préliminaire de toutes sortes de fourrages, sans passer par les fastidieuses et coûteuses études zootechniques. Ces méthodes peu onéreuses, constituent aussi des outils très intéressants pour la détection des composés phénoliques et leur impact sur le processus de la digestion animale.

L'essai de modélisation a concerné le modèle d'Orskov et le modèle de France. La modélisation faite à partir de la base de données, constituée par la production de gaz à plusieurs point cinétiques (14 temps d'incubations), a donné des résultats convergents sans lag time (L) pour les deux modèles. La validité des modèles, estimée par l'examen des paramètres statistiques (l'erreur standard des moyennes et les coefficients de corrélations) des deux modèles, sont acceptables avec une meilleure précision pour le modèle de France. Les deux modèles simulent correctement les processus fermentaires de nos substrats. Les vitesses de dégradations déduites à partir des deux modèles sont sensiblement proches. Des différences sont constatées au niveau du paramètre asymptotique de la production de gaz (A) du modèle de France par rapport au paramètre B du modèle d'Orskov qui représente la production de gaz à partir de la fraction insoluble mais potentiellement fermentescible. Cette situation peut être expliquée par le nombre différent de paramètres employés pour chaque modèle mathématique. La production de gaz à partir de la fraction soluble (a) du modèle d'Orskov affiche des valeurs négatives pour la majorité des fourrages. Cette situation paradoxale et controversée a été signalée dans la bibliographie par plusieurs auteurs (Arhab 2006 ; Ben Salem 2000) qui, justement, ont mis l'accent sur l'incapacité du modèle d'Orskov à prédire correctement les processus fermentaires. D'où, la pertinence d'employer d'autres modèles telle que le modèle de France ou encore d'autres modèles mathématiques qui pourraient s'avérer encore mieux adaptés.

Références Bibliographiques

- Adelguerfi A., Si Ziani T., Kies N., Ouada M. 1996. From auto ecology to variability of media in Algeria: Synthetic trial of works realized at the national Agronomic Institute El Harrach. Cahiers options méditerranéennes. 18, 39-52.
- Abdulrazak S. A., Fujihara T., Ondiek J.K., Orskov E.R. 2000. Nutritive evaluation of some acacia tree leaves from Kenya. Anim. Feed Sci. Technol. 85, 89-98.
- Adem and Fahey. 2002. Les ressources fourragères en Algérie. Déficit structure et disparité régionale. Analyse du bilan fourrager pour l'année 2001.
- Adesogan A.T., Givens D.I., Owen E. 1998. Prediction of the *in vitro* digestibility of whole crop wheat from *in vitro* digestibility, chemical composition, *in situ* rumen degradability, *in vitro* gas production and near infrared reflectance spectroscopy. Anim. Feed Sci. Technol. 74, 259-272.
- Aganga A.A. and Mosase K.W. 2001. Tannin content, nutritive value and dry matter digestibility of *Lonchocarpus capassa*, *Zizyphus mucronata*, *Sclerocaraya sirrea*, *Kirkia acuminata* and *Rhus lancea* seeds. Anim. Feed Sci. Technol. 91, 107-113.
- Ahmed M.M.M. and Elhag F.M. 2004. Degradation characteristics of some Sudanese forages and tree pods using in sacco and gas production techniques. Small Ruminant Research. 54, 147-156.
- Ahn J.H., Robertson B.M., Elliot R., Gutteridge R.C., Ford C.W. 1989. Quality assesement of tropical browse legumes: tannins content and protein degradation. Anim. Feed Sci. Technol. 27, 147-156.
- Al-Youcef Y. M., Al-Mulhim F.N., El-Hag G.A., Al-Gasim G.A. 1994. Apparent digestibility of discarded dates and date pits together with other agriculture by-products. Annal Agri. Sci. Cairo. 39, 655-662.
- Alvarez del Pino M., Hervas G., Mantecon A.R., Giraldez F.J., Frutos, P. 2005. Comparaison of biological and chemical methodes, and internal and external standards, for assaying tannins in Spanish shrub species. J. Sci. Food Agric. 85, 583-590.
- Aman P. 1993. Composition and structure of cell wall polysaccharides in forages. In: forage cell wall structure and digestibility. Jung H.G., Bruxton D.R., Hatfield R.D. and Ralph J. (Eds.), Madison, Wisconsin, USA, pp. 183-199.
- Ammar H., López S., Bochi O., Garcia R., Ranilla M.J. 1999. Composition and in vitro digestibility of leaves and stems of grasses and legumes harvested from permanent mountain meadows at different maturity stages. J. Anim. Feed Sci. 8, 599-610.
- Ammar H., Lopez S., Gonzalez J.S., Ranilla M.J. 2004a. Chemical composition and in vitro digestibility of some Spanish browse plant species. J. Sci. Food Agric. 84, 197-204.
- Ammar H., Lopez S., Gonzalez J.S., Ranilla M.J. 2004b. Seasonal variations in the chemical composition and in vitro digestibility of some Spanish leguminous shrub species. Anim. Feed Sci. Technol. 115, 327-340.
- Ammar H., Lopez S., Gonzalez J.S, Ranilla M.J. 2004c. Comparison between analytical methods and biological assays for the assessment of tannin-related ant nutritive effects in some Spanish browse species. J.Sci. Food Agric. 84 (11), 1349-1356.
- Ammar H., Lopez S., Gonzalez J.S. 2005. Assessment of the digestibility of some Mediterranean shrubs by in vitro techniques. Anim. Feed Sci. Technol. 119, 323-331.
- Ammar H., Lopez S., Kammoun M., Bodas R., Giraldez F.G., Gonsalez J.S. 2008. Feeding quebracho tannins to sheep to enhances rumen fermentative activity to degrade browse shrubs. Anim. Feed Sci. Technol. doi: 10.1016/j.anifeedsci. 2008.04.008

- Andrighetto I., Grubber L., Cozzi G., Uray G., Giidetti G., Buchgraber K. 1992. Prediction of digestible organic matter in dry matter *in vivo* from the chemical composition, *in vitro* and *in situ* measurements on native mountain forage. Anim. Feed Sci. Technol. 39, 323-333.
- Anuraga J., Norvsambuu T., Makkar H.P.S., Becker K. 2009. Tannins determined by various methods as predictors of methane production reduction potential of plants by an *in vitro* rumen fermentation system. Anim. Feed Sci. Technol. 150, 230-237.
- AOAC 1999. In: Cunnif, P. (Ed.), Official Methods of Analysis of the Association of Official Analytical Chemists, 16th ed. AOAC International, Gaithersburg, MD, USA.
- Aregawi T., Melaku S., Nigatu L. 2008. Management and utilization of browse species as livestock feed in semi-arid district of north Ethiopia. [on line]. Available in <http://www.cipav.org.co/Irrd/Irrd20/6/areg20086.htm>. [12 Jun, 2008].
- Aposi S.O., Castro F.B., Shand W.J., Orskov E.R. 1998. Chemical composition, in sacco degradation and in vitro gas production of some Ghanaian browse plants. Anim. Feed Sci. Technol. 76, 129-137.
- Aregheore E.M. 2000. Chemical composition and nutritive value of some tropical by-product feedstuffs for small ruminant *in vivo* and in vitro digestibility. Anim. Feed Sci. Technol. 85, 99-109.
- Arhab R. 2000. Etude de la digestibilité *in vitro* de sous-produits agro-industriels et celluloses purifiées par la microflore ruminale de camélidés. Utilisation des gaz fermentaires comme marqueurs de fermentation. Thèse de Magister, ISN. Université Mentouri de Constantine, Algérie.
- Arhab R., Dehimi A., Dib Y., Bousseboua, H. 2005. Effect of the nature of the feeding resource on its *in vitro* gas production kinetics using rumen fluid of slaughtered dromedary. Arhab University J. Agric. Sci. 13(3), 707-715.
- Arhab R., 2006. Etude de la fermentescibilité *in vitro* et de la digestibilité *in vivo* de végétaux des zones arides et de sous produits de l'agronomie saharienne par l'estimation de l'activité métabolique du microbiote ruminale d'ovins. Thèse de doctorat. Université Mentouri de Constantine.
- Aufrère J. and Guérin, H. 1996. Critical review of chemical and enzymatic methods for the estimation of nutritive value in roughages. Annales de Zootechnie. 45, 21-38.
- Aufrère J. and Michalet-Doreau B. 1983. *In vivo* digestibility and prediction of digestibility of some by-products. In: Feeding value of by-products and their use by beef cattle. Bouqué V., Fiems L.O. and Cottyn B.G. (Eds), ECC Seminar, Belgium.
- Aufrères J. and Michalet-Doreau B. 1990. Nouvelles méthodes d'estimation de la valeur alimentaire des fourrages: Méthodes enzymatiques. Fourrages. 42, 120-121.
- Baba A.S.H., Castro F.B. and Orskov E.R. 2002. Partitioning of energy and degradability of browse plants *in vitro* and the implication of blocking the effects by the addition of polyethylene glycol. Anim. Feed Sci. Technol. 95, 93-104.
- Baldwin R.L. 2000. History and future of modelling nutrient utilization in farm animals. In: Modelling nutrient utilization in farm animals. McNamara, J.P., France, J., Beever, D.E. (eds). CAB international, 1-9.
- Bahman A.M., Topps, J.H. and Rooke, J.A. 1997. Use of date palm leaves in high concentrate diets for lactating Friesian and Holstein cows. J. of Arid Environments. 35, 141-146.
- Ballet N. 1989. Contribution à l'étude cinétique de la lignification et à l'étude de l'action d'un inhibiteur de ce processus chez le blé et le maïs. Mesures obtenues par voies biochimiques et histologiques. D.E.A., Université Blaise-Pascal, Clermont-Ferrand, France.

- Barber G.D., Givens D.I. Kridis M.S., Offer N.W. and Murray I. 1990. Prediction of the organic matter digestibility of grass silage. *Anim. Feed Sci. Technol.* 28, 115-128.
- Barnoud F. 1980. La cellulose. In: Les polymères végétaux. Monties , B. (eds), Gathier Villars, Bordas, pp. 66-86.
- Barry T .N and McNabb W.C. 1999. The implication of condensed tannins on nutritive value of temperate forages fed to ruminants. *British J. Nutri.* 81, 263-272.
- Barry T.N., Manley T.R. and Duncan S.J. 1986. The role of condensed tannins in the nutritional value of *lotus pedunculatus* for sheep: Sites of carbohydrates and protein digestion as influenced by dietary reactive tannin concentration. *British J. of Nutrition.* 55, 123-137.
- Bannink A., Kogut J., Dijkstra J., France J., Kebreab E., Van Vuuren A.M., Tamminga S. 2000. Estimation of the stoichiometry of volatile fatty acids production in the rumen of lacting cows. *J. Technol. Bio.* 238, 36-51
- Beauchemin K.A., McGinn S.M., Martinez T.F., McAllister T.A., 2007. Use of condensed tannin extract from quebracho trees to reduce methane emissions from cattle. *J. Anim. Sci.* 85, 1990–1996.
- Belguedj M. 1996. Caractéristiques des cultivars de dattiers du Sud-est du Sahara Algérien. *Revue de l'Institut Technique de Développement de l'Agriculture au Sahara*, Vol. 1, Biskra, Algérie, pp.68.
- Ben M'hamed M. 1990. Forage shrub in north Africa-studies of the green belt of north Africa. ALESCO, Tunis, Tunisie. pp, 233-240.
- Ben Salem H., Nefzaoui, A., Ben Salem, L. 2000. Sheep and goat preferences for Mediterranean fodder shrubs. In: Ledin, I., Morand-Fehr, P. (Eds.), *Sheep and Goat Nutrition: Intake, Digestion, Quality of Products and Rangelands*. Cahiers Options Méditerranéennes, 52, pp. 155–159.
- Besle J.M., Corno A., Jouany J.P. 1994. Role of the structural phenyl propanoids in forages cell wall digestion. *J. Sci. food and Agri.* 64, 171-190.
- Beuvink J.M.W., Kogut J. 1993. Modeling gas production kinetics of grass silages incubated with buffered ruminal fluid. *J. Anim. Sci.* 71, 1041–1046.
- Beuvink J.M.W. and Spoelstra S.F.1992. Interactions between substrate, fermentation and products, buffering systems and gaz production upon fermentation of different carbohydrates by mixed microorganisms *in vitro*. *Applied Microbiology and Biotechnology.* 37, 505-509.
- Blümmel M. and Becker K. 1997. The degradability of fifty four roughages and neutral detergent fibre as described by gas production and their relationship to voluntary feed intake. *British J. Nutri.* 77, 757-768.
- Blümmel M. and Orskov E.R. 1993. Comparison of in vitro gas production and nylon bag degradability of roughages in predicting feed intake in cattle. *Anim. Feed Sci. Technol.* 40, 109-119.
- Blümmel M., Aiple K.P., Steingass H., Becker K. 1999. A note on the stoichiometrical relationship of short chain fatty acids production and gas evolution in vitro in feedstuffs of widely differing quality. *J. Anim. Physiology and Anim. Nutri.* 81, 157-167.
- Blümmel M., Karsli A., Russel J.R. 2003. Influence of diet on growth yields of rumen microorganisms *in vitro* and *in vivo*: influence of variable carbon fluxes to fermentation products. *British J. Nutri.* 90, 625-635.
- Blümmel M., Steingass H., Becker K. 1997. The relationship between in vitro gas production, in vitro microbial biomass and N-15 incorporation and its implication for the prediction of voluntary feed intake of roughages. *British J. Nutri.* 77, 24-34.

- Bokhari U.G., Alyaesh F., Al-Noori M. 1990. Nutritional characteristics of important desert grasses in Saoudia Arabia. *J. range Management*. 43(3), 203-204.
- Bourquin C.D. and Fahey J.G.C. 1994. Ruminant digestion and glycolyse linkage patterns of cell wall compounds from leaf and stem fractions of alfalfa or chardgrass and wheat straw. *J. Anim. Sci.* 72, 1362-1374.
- Boussaid M., Ben Fadel N., Zaouali Y., Bensalah A., Abdelkafi A. 2004. Plantes pastorales en milieux arides de l'Afrique du nord. *Cahiers Options Méditerranéennes*. 62, 11.
- Brock F.M., Fosberg C.W., Buchanan-Smith J.G. 1982. Proteolytic activity of rumen microorganisms and effect of proteinases inhibitors. *British J. Nutri.* 50, 769-782.
- Brown V.E., Rymer C., Agnew R.E, Givens D.I. 2002. Relationship between *in vitro* gas production and gas production profiles of forages and *in vivo* fermentation patterns in beef steers fed those forages. *Anim. Feed Sci. Technol.* 98, 13-24.
- Brownlee A.G. 1989. A genus specific, repetitive DNA probe for *Neocallimastix*. In role of protozoa and fungi in ruminant digestion. Nohan J.V., Leng R.A. and Demeyer D.I. (Eds.), Penambul books, Armidal NSW 2351. Australia, pp, 251-253.
- Bruno-Soares A.M., Abreu J.M.F, Guedes C.V.M., Dias-Da-Silva A.A 2000. Chemical composition, DM and NDF degradation kinetics of seven legume straws. *Anim. Feed Sci. Technol.* 83, 75-80.
- Buxton D.R. and Russel J.R. 1988. Lignin constituents and cell wall digestibility of grass and legumes stems. *Crop Sci.* 28, 553-558.
- Cabiddu A., Decandia M., Sitzia M., Molle G. 2000. A note on the chemical composition and tannin content of some Mediterranean shrubs browsed by Sarda goats. In: Ledin, I., Morand-Fehr, P. (Eds.), *Sheep and Goat Nutrition: Intake, Digestion, Quality of Products and Rangelands*. *Cahiers Options Méditerranéennes*, 52, pp. 175-178.
- Carpita N.C. and Gibeaut D.M. 1993. Structural models of primary cell wall in flowering plants: Consistency of molecular structure with the physical properties of the walls during growth. *Plant J.* 3, 1-30.
- Carulla J.E., Kreuzer M., Machmüller A., Hess H.D. 2005. Supplementation of *Acacia mearnsii* tannins decreases methanogenesis and urinary nitrogen in forage-fed sheep. *Aust. J. Agric. Res.* 56, 961-970.
- Chehma A. and Longuo H.F. 2004. Bilan azoté et gain de poids chez le dromadaire et le mouton, alimentés à base de sous produits du palmier dattier, de la paille d'orge du Drin. *Cahiers Agr.* 13(2), 221-226.
- Chen X.B. 1997. Neway Excel: A utility for processing data of feed degradability and *in vitro* gas production. Rowett Research Institute, Aberdeen, UK.
- Cheng K.J., Forsberg C.W., Minato H., Costerton J.W. 1991. Microbial ecology and physiology of feed degradation within the rumen. In: *Physiological Aspects of Digestion and Metabolism in Ruminants*.
- Coleman C.S. 1979. The role of rumen Protozoa in the metabolism of ruminants given tropical feeds. *Tropical Anim. Production.* 4, 199-213.
- Combolat O., Kamalak A., Ozskove E., Ozkan C.O., Sahin M., Karabay P. 2005. Effect of polyethylene glycol on *in vitro* gas production, metabolizable energy and organic matter digestibility of quercus cerris leaves. *Livestock Research for ruminant Devlop.* 17. (4): <http://www.cipav.org.co/Irrd/Irrd17/canb17042.htm>.
- Combolat O., Kamalak A., Orskov E., Ozkan C.O., Sahin M., Karabay P. 2005. Effect of polyethylene glycol on *in vitro* gas production, metabolizable energy and organic matter

- digestibility of quercus cerris leaves. Livestock Research for ruminal Devlop.17 (4) [on line]. Available in <http://www.cipav.org.co/Irrd/Irrd17/canb17042.htm>. [5 May 2004]
- Cone J.W., Van Gelder A.H., Visscher G.J.W, Outshoorn L. 1996. Influence of rumen fluid and substrate concentration on fermentation kinetics measured with a fully automated time related gas production apparatus. Anim. Feed Sci. Technol. 61, 113-128.
- Conde E., Cadahia E., Garcia-Vallejo M.C., de Simon B.F. 1998. Polyphenolic composition of *Quercus suber* cork from different Spanish provenances. J. Agric. Food Chem. 46, 3166–3171.
- Conte S.D., de Boor C. 1981. Elementary Numerical Analysis, 3rd ed. McGraw-Hill, Inc., Singapore, p. 432.
- Daalkhajav D. and Altanzul Ts. 2000. Chemical composition and rumen degradability of desert steppe pasture. ТӨБАЗУ3КОСНСТeMy jIaaH6aaTaP, 1-7.
- Dalzell S.A. and Kerven G.L. 1988. A rapid method for the measurement of *Leucaena Spp.* Proanthocyanidins by the proanthocyanidin (butanol/HCl) assay. J. of the Sci. food and Agri. 78, 405-416.
- De Boer G., Murphy J.J., Kennelly J.J. 1987. A modified method for determination of *in situ* rumen degradation of feedstuffs. Canadian Journal Anim. Sci. 63, 93-102.
- Deville E.R. and Flinn P.C. 2000. Near infrared (NIR) spectroscopy: an alternative approach for the estimation of forage quality and voluntary intake. In: Forage evaluation in Ruminant Nutrition. Cevens D.I., Owen E., Oxford R.F.E., Omed H.M. (eds), CAB International, Wallingford. p, 301-320.
- Delillis M., Fontanella A., 1992. Comparative and growth in different species of the Mediterranean maquis of central Italy. Vegetation 100, 83–96.
- Delort-Laval J., 1978. Utilisation digestive comparée des parois végétales par les animaux domestiques, influence sur les autres constituants du régime. In: Utilisation des Matières cellulosiques, en particulier en alimentation animale. C.A.A., I.N.A., Paris Grignons, France. pp. 39-50.
- Demeyer D.I. 1990. Quantitative aspects of microbial metabolism in the rumen and hindgut. Indian Summer Course on Rumen metabolism and Ruminant digestion. Vol. 2, INRA, Clermont Ferrand 24 Sept. 3 Oct. 1990.
- Demeyer D.I., De Meulemeester M., De Graeve K., Gupta B.W. 1988. Effect of fungal treatment on nutritive value of straw. Medecine Faculty, Landbouw, Rijikis University, Gent. 53(4a), 1811-1819.
- DePeters E.J., Fadel J.G., Arosemena A. 1997. Digestion kinetics of neutral detergent fiber and chemical composition within some selected by-product feedstuffs. Anim. Feed Sci. Technol. 67, 127–140.
- DePeters E.J., Fadel J.G., Arana M.J., Ohanesian N., Etchebarne M.A., Hamilton C.A. 2000. Variability in chemical composition of seventeen selected by-products feedstuffs used by the California dairy Industry. Professional Anim. Sci. 15, 1-31.
- Donefer E., Niemann P.J., Cramptan E.W. and Llyod L.E. 1963. Dry matter disappearance by enzyme and aqueous solutions to predict the nutritive value of forages. J. Dairy Sci. 46, 965-970.
- Doré J. and Gouet Ph. 1991. Microbial interactions in the rumen. In: Rumen Microbial Metabolism and Ruminant Digestion. Jouany J.P. (eds), Paris. France. pp, 71-88.
- Drywhurst N and Wood C. D. 1998. The effect of nitrogen source and concentration on *in vitro* gas production using rumen microorganisms. Anim. Feed Sci. Technol. 71, 131-143.

- El Hassan S.M., Lahlou Kassi A., Newbold C.J. and Wallace R.J. 2000. Chemical composition and degradation characteristics of foliage of some African multipurpose trees. *Anim. Feed Sci. Technol.* 86, 27-37.t
- Elhag M.G. and Elkhanjari H.H. 1992. Dates and sardines as potential animal feed resources. *World Anim. Review.* 73, 1-13.
- Fadel El-Seed A.M.A., Anim A.E., Abdel Ati K., Sekine A., Hishinuma J., Hamana K. 2000. Nutritive evaluation of some fodder tree species during dry season in central Sudan. *Asian-Australian J. of Anim. Sci.* 1, 844-850.
- Florence V.N., Ndlovu L.R., Dzowela B.H. 1999. Relationship between *in vitro* gas production characteristics, chemical composition and *in vivo* quality measures in goats fed tree fodder supplements. *Small Ruminant Research.* 31, 117-126.
- Fonseca A.J.M., Dia-da-Silva A.A and Orskov E.R. 1998. *In sacco* degradation characteristics as predictors of digestibility and voluntary intake of roughages by mature ewes. *Anim. Feed Sci. Technol.* 72, 205-219.
- Fonty G. and Forano E. 1999. Ecologie de la dégradation et de la fermentation des polysides constitutifs des parois végétales dans le rumen. *Cahiers Agriculture.* 8, 21-35.
- Fonty G. and Joblin K.N. 1991. Rumen anerobic fungi: Their role and interactions with other rumen microorganism in relation to fibre digestion. In: *Physiological Aspects of digestion and metabolism in ruminants.* Tsuda T., Sasaki Y. and Kawashima R. (Eds.), Academic Press, San Diego. USA, pp. 655-679.
- Fonty G., Forano E., Gaudet G., Komisarczuk S., Gouet Ph. 1988. Données nouvelles sur les bactéries cellulolytiques. *Reproduction Nutri. and development.* 28, 19-32.
- Fonty G., Jouany J.P., Forano E., Gouet Ph. 1995. L'écosystème microbien du réticulo-rumen. In : *Nutrition des ruminants domestique, Ingestion et Digestion.* Jarrige R., Ruckesusch Y. and Journet M. (Eds.), Paris, pp. 299-348.
- Fonty G., Jouany J.P., Sénaud J., Gouet Ph., Grain J. 1984. The evolution of microflora, microfauna and digestion in the rumen of lambs from birth to 4 months. *Canadian J. Anim. Sci.* 64, 155-166.
- Forano E., Broussolle V., Durand D. 1996. Degradation of plant cell wall polysaccharides by rumen bacteria and fungi. *Annales de Zootechnie.* 45, 55-66.
- France J., Lopez S., Kebreab E., Bannink A., Dhanoad M.S., Dijkstra J. 2005. A general compartmental model for interpreting gas production profiles. *Anim. Feed Sci. Technol.* 123, 473- 485.
- France J., Dijkstra J., Dhanoa M.S., Lopez S., Bannink A. 2000. Estimating the extent of degradation of ruminant feeds from a description of their gas production profiles observed *in vitro*: derivation of models and other mathematical considerations. *British J. Nutr.* 83, 143-150.
- Frutos P., Hervas G., Giraldez F.J., Mantecon A.R. 2004. An *in vitro* study on the ability of polyethylene glycol to inhibit the effect of quebracho tannins and tannic acid on rumen fermentation in sheep, goats, cows and deers. *Australian J. Agri. Research.* 55(11), 1125-1132.
- Frutos P., Hervas G., Ramos G., Giraldez F.J., Mantecon A.R. 2002. Condensed tannin content of several shrub species from a mountain area in northern Spain, and its relationship to various indicators of nutritive value. *Anim. Feed Sci. Technol.* 95, 215-226.
- Garcia-Gonzalez R., Lopez S., Fernandez M., Bodas R., Gonzalez J.S. 2008. Screening the activity of plants and spices for decreasing ruminal methane production *in vitro*. *Anim. Feed Sci. Technol.* 147, 36-52.

- Gasmi-Boubaker A., Kayouli C., and Buldgen A. 2005. *In vitro* gas production and its relationship to in situ disappearance and chemical composition of Mediterranean browse species. *Anim. Feed Sci. Technol.* 123, 303-311.
- Genin D., Kadria A., Khorchani T., Sakkal K., Belgacem F., Hamadi M. 2004. Valorisation of date palm by-products for livestock feeding in southern Tunisia. Potentialities and traditional utilization. In: Nutrition and feeding Strategies of sheep and goats under harsh climates. Ben salem H., Nefzaoui A., Morand-Fehr P. (Eds.), CIHEAM, Cahiers Options Méditerranéennes. 59, 221-226.
- Getachew G., Blummel M., Makkar H.P.S. and Becker K. 1998a. *In vitro* gas measuring techniques for assessment of nutritional quality of feeds: a review. *Anim. Feed Sci. Technol.* 72, 261-281.
- Getachew G., Crovetto G.M., Fondevella M., Krishnamoorthy U., Singh B., Spanghero M., Steignass H., Robinson P.H., Kailas M.M. 2002. Laboratory variation of 24 h *in vitro* gas production and estimated metabolisable energy values of ruminant feeds. *Anim. Feed Sci. Technol.* 92, 51-57.
- Getachew G., Makkar H.P.S. and Becker K. 1998b. The *in vitro* gas coupled with ammonia nitrogen measurement for evaluation of nitrogen degradability in low quality roughages using incubation medium of different buffering capacity. *J. food Sci. and Agri.* 77, 87-95.
- Getachew G., Makkar H.P.S. and Becker K. 2000. Tannins in tropical browse: effects on in vitro microbial fermentation and microbial protein synthesis in media containing different amounts of nitrogen. *J. Agri. and Food chemistry.* 148, 3581-3588.
- Getachew G., Robinson P.H., DePeters E.J. and Taylor S.J. 2004. Relationships between chemical composition, dry matter degradation and in vitro gas production of several ruminant feeds. *Anim. Feed Sci. Technol.* 111, 57-71.
- Ghorbani G.R. and Hadj-Hussaini A. 2000. *In situ* degradability of Iranian Barley grain cultivars. *Small Ruminant Research.* 44, 207-212.
- Gibeaut A.M. and Carpita N.C. 1994. Biosynthesis of plant cell wall of polysaccharides. *FASEB J.* 8, 904-915.
- Givens D.I. and Deaville E.R. 1999. The current and future role of near infrared reflectance spectroscopy difference spectra related to the rumen digestion of straws. *Anim. Feed Sci. Technol.* 36, 1-12.
- Goel G., Makkar H.P.S. and Becker K., 2008. Effect of *Sesbania sesban* and *Carduus pycnocephalus* and Fenugreek (*Trigonella foenumgraecum* L.) seeds and their extracts on partitioning of nutrients from roughage- and concentrate-based feeds to methane. *Anim. Feed Sci. Technol.* 147, 72-89.
- Goering H.K. and Van Soest P.J. 1970. Forage fiber analysis. *Agricultural Handbook N° 379.* Agricultural Research service, USDA, Washington. DC, pp.20.
- Gonsalez P. 1949. L'alimentation du dromadaire dans l'Afrique Française. Thèse D.M.V., E.N.V. Lyon N°3, pp.57.
- Grenet E. 1997. Aspects microscopiques de la dégradation microbienne des tissus végétaux dans le rumen. *INRA productions animales.* 10, 241-249.
- Grenet E. and Besle J.M. 1991. Microbes and fiber degradation. In: *Rumen Microbial Metabolism and Ruminant Digestion.* Jouany J.P.(Eds), INRA, Paris. pp, 107-127.
- Grenet E., Fontay G., Barry P. 1989. Study of the degradation of maize and Lucerne stem in the rumen of genotobiotic lambs harboring only fungi as cellulolytic microorganisms. In: *The roles of protozoa and fungi in ruminant digestion.* Nolan J.V., Leng R.A., Demeyer D.I. (Eds.),

- Australia. pp, 265-267.
- Groot J.C.J., Cone J.W., Williams B.A., Debersaques F.M.A., Lantinga E.A., 1996. Multiphasic analysis of gas production kinetics for *in vitro* fermentation of ruminant feeds. *Anim. Feed Sci. Technol.* 64, 77-89.
- Groot J.C.J., Williams B.A., Oostdam A.J., Boer H., Tamminga S. 1998. The use of cumulative gas and volatile fatty acid production to predict *in vitro* fermentation kinetics of Italian ryegrass leaf cell wall and contents at various time intervals. *British J. of Nutri.* 79, 519-525.
- Guimaraes-Beelen P.M., Berchieilli T.T., Bellen R. and Medeiros A.N. 2006. Influence of condensed tannins from Brazilian semi-arid legumes on ruminal degradability, microbial colonization and ruminal enzymatic activity in Saanen goats. *Small Ruminant Research.* 61, 35-44.
- Gulsen N., Coskun B., Umucahlar H.D. and Dural H. 2004. Prediction of nutritive value of native forage, *Prangos uechritzii*, using of *in situ* and *in vitro* measurements. *J. Arid Environments.* 56, 167-179.
- Hadjigeorgio I.E., Gordon I.I., Milne J.A. 2003. Comparative preference by sheep and goats for Gramineae forages varying in chemical composition. *Anim. Feed Sci. Technol.* 49, 147-156.
- Hagerman A.E., Robbins C.T., Weerasuriya Y., Wilson T.C., McArthur C. 1992. Tannins chemistry in relation to digestion. *J. Range Manage.* 45, 57-62.
- Hartung E. and Monteny G.J., 2000. Methane (CH₄) and nitrous oxide (N₂O) emissions from animal husbandry. *Agrartechnische Forschung.* 6, 62-69.
- Haslam E. 1998. Practical polyphenolics from structure to molecular recognition and physiological action. Cambridge University press, Cambridge, UK.
- Hatfield R.D. 1989. Structural polysaccharides in forages and their degradability. *Agronomy J.* 81, 39-46.
- Hatfield R.D. 1993. Cell wall polysaccharides interactions and degradability. In: Forages Cell wall structure and digestibility. Jung H.G., Buxton D.R., Hatfield R.D. and Ralph J. (Eds.), Madison, Wisconsin, USA. pp, 285-313.
- Hervas G., Frutos P., Giraldez F.J., Mantecon A.R., Alvarez Del Pino M.C. 2003. Effect of different doses of quebracho tannins extract on rumen fermentation in ewes. *Anim. Feed Sci. Technol.* 109, 65-78.
- Holden L.A., 1999. Comparison of methods of *in vitro* dry matter digestibility for ten feeds. *J. Dairy Sci.* 82, 1791-1794.
- Hoover W.H. 1986. Chemical factors involved in ruminal fiber digestion. *J. of Dairy Sci.* 69, 65-78.
- Jarrige R. 1980. Digestion. Chemical methods for predicting the energy and protein value of forages. *Annales de Zootechnie.* 29, 299-323.
- Jarrige R., Grenet E., Demarquilly C., Besle J.M. 1995. Les constituants de l'appareil digestif des plantes fouragères. In: Nutrition des ruminants domestiques : Ingestion et digestion. Jarrige R., Ruckebush Y., Demarquilly C., Farce H.M., Journet M. (Eds.), INRA, Paris. pp, 25-82.
- Dijkstra J., Kebreab E., Bannink A., France J., Lopez S. 2005. Application of the gas production technique in feed evaluation systems for ruminants. *Anim. Feed Sci. Technol.* 123, 561-578.
- Jouany J.P. and Ushida K. 1998. The role of the protozoa in feed digestion. *Asian-Australian. J. of Anim. Sci.* 12, 113-128.
- Jouany J.P. 1982. Dosage des acides gras volatils dans les contenus digestifs, les jus d'ensilage, les cultures bactériennes et les contenus de fermenteurs anaérobies. *Sci. Aliment.* 2, 131-144.

- Jouany J.P. 1994. Les fermentations dans le rumen et leur optimization. INRA. Productions animals. 7(3), 207-225.
- Jouany J.P., Broudiscou L., Prins R.A., Komisarczuk-Bony S. 1994. Métabolisme et nutrition de la population microbienne du rumen. In : Nutrition des ruminants domestiques. Jouany J.P. (Eds.), INRA, Paris. pp, 350-381.
- Julkunen-Tiitto R. 1985. Phenolics constituents in the leaves of northern willows: methods of analysis of certain phenols. J Agric Sci 131, 221-228.
- Jung H.G. 1989. Forage lignin and their effect on fibre digestibility. Agronomic J. 81, 33-38.
- Jung H.G. and Buxton D.R. 1994. Forage quality variations among maize inbred: Relationship of cell wall composition and in vitro degradability of stems internodes. J. Sci. Food and Agri. 66, 313-322.
- Kababya D., Perevolotsky A., Bruckental I., Landau S. 1998. Selection of diets by dual-purpose Mamber goats in Mediterranean woodland. J. Agric. Sci. 131, 221-228.
- Kamalak A., Canbolat O., Gurbuz Y., Ozay O. 2004. *In situ* dry matter and crude protein degradability of plant and animal derived protein sources in southern Turkey. Small ruminant research. 53, 161-165.
- Kayouli C., Jouany J.P., Demeyer D.I., Ali A., Hatdardillat C. 1993. Comparative studies on the degradation and mean retention time of solid and liquid phases in the forestomachs of dromadaires and sheep fed on low-quality hedges from Tunisia. Anim. Feed Sci. Technol. 40, 343-355.
- Khanal R.C. and Subba D.B. 2001. Nutritional evaluation of leaves from some major fodder trees cultivated in the hills of Nepal. Anim. Feed Sci. Technol. 92, 161-165.
- Khazaal K., Boza J. and Orskov E.R. 1994. Assessment of phenolics-related anti-nutritive effects in Mediterranean browse: A comparison between the use of *in vitro* gas production technique with or without insoluble polyvinyl poly pyrrolidone or nylon bag. Anim. Feed Sci. Technol. 49, 133-149.
- Khazaal K., Dentinho M.T., Riberio J.M., Orskov E.R. 1993a. A comparison of gas production during incubation with rumen contents *in vitro* and nylon bag degradability as predictors of the apparent digestibility in vivo and the voluntary intake of hays. Anim. Production. 57, 105-112.
- Khazaal K., Dentinho M.T., Riberio J.M., Orskov E.R. 1995. Prediction of apparent digestibility and voluntary intake of hay fed to sheep: Comparison between using fibre components, *in vitro* digestibility or characteristics of gas production or nylon bag degradation. Anim. Sci. 61, 527-538.
- Khazaal K., Markantonatos X., Ørskov E.R. 1993b. Changes with maturity in fibre composition and levels of extractable polyphenols in Greek browse: effects on in vitro gas production and *in sacco* dry matter degradation. J. Sci. Food Agric. 63, 237-244.
- Kliev A.V., Swain R.A., Nolan J.V. 1996. Bacteriophages in the rumen; types present, population size and implications for the efficiency of feed utilization. Proceedings of Australian Society of Animal Production. 21, 92-94.
- Kondo T., Mizono K., Kato T. 1990. Cell-wall-bound p-coumaric and ferulic acids in Italian ryegrass. Canadian J. Plant Sci. 71, 495-499.
- Kouki M. and Manetas Y. 2002. Toughness is less important than chemical composition of *Arbutus* leaves in food selection by *Poecilimon* species. New Phytol. 154, 399-407.
- Krishnamoorthy U., Soller H., Steignass H., Menke K.H. 1995. Energy and protein evaluation of tropical feedstuffs for whole tract and ruminal digestion by chemical analysis and rumen inculum studies *in vitro*. Anim. Feed Sci. Technol. 52, 177-188.

- Krishnamoorthy U., Soller H., Steingass H., Menke K.H., 1991. A comparative study on rumen of energy supplements in vitro. *J. Anim. Physiol. Anim. Nutr.* 65, 28–35.
- Kumar R. and Vaithiyanathan S. 1990. Occurrence nutritional significance and effect animal productivity of tannins in tree leaves. *Anim. Feed Sci. Technol.* 30, 21-38.
- Lam T.B.T., Iiyama K., Stone B.A. 1990. Primary and secondary walls of grasses and other forages plants: Taxonomic and structural considerations. In: *Microbial and plant opportunities to improve lignocellulose utilisation by ruminants.* Akin D.E., Ljungdahl L.G., Wilson J.R. and Harris P.J.(Eds.), Elsevier, New York, USA. pp, 43-69.
- Larbi A., Smith J.W., Kurdi I.O., Adekunle I.O., Raji A.M. and ladipo D.O. 1998. Chemical composition, rumen degradation and gas production characteristics of some multipurpose fodder trees and shrubs during wet and dry seasons in the humids tropics. *Anim. Feed Sci. Technol.* 72, 81-96.
- Lassey K.R. 2007. Livestock methane emission: from the individual grazing animal through national inventories to the global methane cycle. *Agric. Forest Meteorol.* 142, 120-132.
- Leinmuller E., Steingass H., Menke K.H. 1991. Tannins in ruminant feedstuffs. *Anim. Research and Development.* 33, 9-53.
- Long R.J., Apori S.O., Castro F.B., Orskov E.R. 1999. Feed value of native forages of the Tibetan Plateau of China. *Anim. Feed Sci. Technol.* 80, 101-113.
- Longuo H.F., Chehma A., Ouled Belkher A. 1989. Quelques aspects botaniques et nutritionnels des pâturages des dromadaires en Algérie. In : *Séminaire sur la digestion, la nutrition et l'alimentation des dromadaires.* CIHEAM, Cahiers Options Méditerranéennes. 2, 101-113.
- Lowry J.B. and Kennedy P.M. 1996. Fermentation of flavonols by rumen organisms. *Proc. Australia Soc. Anim. Prod.* 21, 366-375.
- Lucci C.S., Nogueira Filho J.C.M., Melotti L. 1989. Digestibility and ruminal protein degradability of alfalfa and Rhodes grass hay. *J. of Anim. Sci.* 67 (suppl.1), 498-505.
- Lopez S., Carro M.D., Gonzales J.S., Overjero F.J. 1991. Rumen degradation of the main forage species harvested from permanent mountain meadows in Northwestern Spain. *J. Agric. Sci.* 117, 363-369.
- Lopez S, Dhanoa M.S., Dijkstra J., Bannink A., Kebreab E., France J. 2007. Some methodological and analytical considerations regarding application of the gas production technique. *Anim. Feed Sci. Technol.* 135, 139-156.
- Lopez S., France J., Dhanoa M.S., Mould F., Dijkstra J. 1999. Comparison of mathematical models to describe disappearance curves obtained using the polyester bag technique for incubating feeds in the rumen. *J. Anim. Sci.* 77, 1875-1888.
- Mackie R.I. and White B.A. 1990. Rumen microbial ecology and nutrition. In: *recent advances in Rumen microbial ecology and Metabolism: Potentiel Impact of nutrient Output.* Symposium. *J. Dairy Sci.* 73, 2971-2995.
- Makkar H.P.S., Blummel M., Borowy N.K., Becker K. 1993. Gravimetric determination of tannins and their correlations with chemical and protein precipitation methods. *J. Sci. Food Agric.* 61, 161–1 65.
- Makkar H.P.S. and Becker K. 1993. Behavior of tannic acid from various commercial sources towards some chemical and protein precipitation assays. *J. Sci. of Food and Agri.* 62, 295-299.

- Makkar H.P.S. and Becker K. 1996. A bioassay for polyphenols (tannins). In: proceedings of polyphenols communications 96. Vercauteren, J., Cheze C., Dumon M.C., Weber J.F. (Eds.), 18th International conference on polyphenols, Vol.1, Bordeaux, France. pp, 197-198.
- Makkar H.P.S. and Becker K. 2009. Tannins determined by various methods as predictors of methane production reduction potential of plants by an *in vitro* rumen fermentation system. *Anim. Feed Sci. Technol.* 150, 230-237.
- Makkar H.P.S., Blummel M., Becker K. 1995. Formation of complexes between poly vinyl pyrrolidones or polyethylene glycols and their implication in gas production and true digestibility *in vitro* techniques. *British J. Nutri.* 73, 897-913.
- Makkar H.P.S., Blummel M., Becker K. 1998. Application of an *in vitro* gas method to understand the effect of natural plant products on availability and partitioning of nutrients. In: *In vitro* Techniques for measuring nutrient supply to ruminants. British society Anim. Sci. 22, 147-150.
- Makkar H.P.S. 2003a. Quantification of Tannins: a laboratory Manual, 2nd edition, International Center for Agricultural Research in the dry areas, Aleppo, Syria.
- Makkar H.P.S. 2003b. Quantification of Tannins in Tree and Shrub Foliage. A Laboratory Manual. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands.
- Makkar H.P.S. 2003c. Tannin assays, effects and fate of tannins, and strategies to overcome detrimental effects of feeding tannin-rich tree and shrub foliage. *Small Ruminant Research.* 49, 241-256.
- Makkar H.P.S. 2005. *In vitro* gas methods for evaluation of feed containing photochemical. *Anim. Feed Sci. Technol.* 123, 291-302.
- Makkar H.P.S., Francis G., Becker K. 2007. Bioactivity of phytochemicals in some lesser-known plants and their effects and potential applications in livestock and aquaculture production systems. *Animals* 1, 1371-1391.
- Mangan J.L. 1988. Nutritional effects of tannins in animal feed. *Nutrition research revue.* 1, 209-231.
- Mabjeesh S.J., Cohen M., Arieli A. 2000. *In vitro* methods for measuring the dry matter digestibility of ruminant feedstuffs: comparison of methods. *J. Dairy Sci.* 83, 2289-2294.
- Martens G.C., Buxton D.R. and Barnes R.F. 1988. Feeding value (forage quality). In: *Alfalfa and Alfalfa Improvement.* Hanson A.A, Barnes R.F., Jill R.R. (Eds.), Madison, Wisconsin, USA. pp, 463-492.
- Mauricio H.P.S., Mould F.L., Dhanoa M.S., Owen E., Channa K.S., Theodoreanu M.K. 1999. A semi-automated *in vitro* gas production for ruminant feedstuffs evaluation. *Anim. Feed Sci. Technol.* 79, 321-330.
- Mazumder A.R., Kumagai H., Mitani K. 2004. Diversity of chemical composition, dry matter intake, *in vitro* digestibility and *in situ* dry matter degradability of oat hay (*Avena Sativa*). *Anim. Sci. J.* 75, 333-338.
- Mehrez A.Z. and Orskov E.R. 1977. The use of a Dacron bag technique to determine rate of degradation of protein and energy in the rumen. *J. of Sci. Agri. Cambridge.* 88, 645-650.
- Menke K.H. and Steingass H. 1988. Estimation of the energetic feed value obtained from chemical analysis and *in vitro* gas production using rumen fluid. *Anim. Research and Develop.* 28, 7-55.
- Menke K.H., Raab L., Salewski A., Steingass H., Fritz D., Schneider W. 1979. The estimation of the digestibility and metabolizable energy content of ruminant feedingstuffs from the gas production when they are incubated with rumen liquor. *J. of Agri. Sci. Casab.* 97, 217-222.

- Menke K.H., Raab I., Salewski A., Steingass H., Fritz D., Shneider W. 1979. The estimation of the digestibility and metabolizable energy content of ruminant feeding stuffs from the gas production when they are incubated with ruminal liquor. *J. of Agri. Sci.* 97, 217-222.
- Menke K.H., Steingass H. 1988. Estimation of the energetic feed value obtained from chemical analysis and *in vitro* gas production using rumen fluid. *Anim. Res. Dev.* 28, 7-55.
- Mertens D.R. 1993. Kinetics of cell wall digestion and passage in ruminants. In: Forage cell wall structure and digestibility. Jung H.G., Buxton D.R., Hatfield R.D., Ralph J. (Eds.), Madison, WI, USA. pp, 13-18.
- Nedjraoui D. 2001. Algeria Country pasture. Forage Resource Profiles. URBT, Alger
- Mc Neil M., Darvill A.G., Fry S.C., Albersheim P. 1984. Structure and function of the primary cell walls of plants. *Ann. Rev. Biochem.* 53, 625-663.
- Mc Sweeney C.S., Palmer B., Mc Neil M., Krause D.O. 2001. Microbial interactions with tannins: Nutritional consequences for ruminants. *Anim. Feed Sci. Technol.* 91, 83-93.
- Mc Donald P., Greenhalgh J.F.D., Edwards R.A., Morgan C.A. 1995. *Animal nutrition*. 5th, Longmanns, London.
- Michalet-Doreau B. and Nozière P. 1999. Intérêts et limites de l'utilisation de la technique des sachets pour l'étude de la digestion ruminale. *INRA Production animale*. 12, 195-206.
- Michalet-Doreau B. and Ouled-Bah M.Y. 1992. *In vitro* and *in sacco* methods for the estimation of dietary nitrogen degradability in the rumen : a review. *Anim. Feed Sci. Technol.* 40, 57-86.
- Michalet-Doreau B., Vérité R., Chapoutot P. 1987. Méthodologie de mesure de la dégradabilité *in sacco* de l'azote des aliments dans le rumen. *Bulletin Techniques C.R.Z.V.*, Theix, INRA. 69, 5-7.
- Min B.R., Barry T.N., Attwood G.T., McNabb W.C. 2003. The effect of condensed tannins on the nutritive and health of ruminants fed fresh temperate forages: a review. *Anim. Feed Sci. Technol.* 106, 3-19.
- Harvey D. 2005. Modern analytical chemistry. Depauw University. USA.
- Monties B. 1980. Les lignines. In: les polymères végétaux. Polymères pariétaux et alimentaires non azotes. Gauthiers villars (Eds). Pp, 122-155.
- Mould F.L. 2003. Predicting feed quality-chemical analysis and *in vitro* evaluation. *Field Crops Research*. 84, 31-44.
- Moss A.R., Jouany J.P. and Newbold J. 2000. Methane production by ruminants: its contribution to global warming. *Annal Zootechnie*. 49, 231 - 253.
- Mueller-Harvey I. 2004. Modern techniques for feed analysis. *FAO Animal production and Health Papers*. 160, 170-175.
- Mueller-Harvey I. 2006. Unraveling the conundrum of tannins in animal nutrition and health. *J. Sci. Food Agric.* 86, 2010-2037.
- Mwenya B., Santoso B., Sar C., Gamo Y., Kobayashi T., Arai I. and Takahashi J. 2004. Effects of including -1-4-galactooligosaccharides, lactic acid bacteria or yeast culture on methanogenesis as well as energy and nitrogen metabolism in sheep. *Anim. Feed Sci. Technol.* 115, 313-326.
- Negadi S., Herrero M., Jessop N.S. 2000. The effect of fermentable nitrogen availability on *in vitro* gas production and degradability of NDF. *Anim. Feed Sci. Technol.* 87, 241-251.
- Nelson K.E., Pell A.N., Shofield P., Zindez S.H. 1995. Isolation and characterisation of an anaerobic ruminal bacterium capable of degrading hydrolysable tannins. *Applied Environmental Microbiology*. 61, 1307-1319.

- Nelson K.E., Thonney M.I., Woolston T.K., Zindez S.H. 1995., Pell A.N. 1988. Phenotypic and phylogenetic characterisation of ruminal tannin-tolerant bacteria. *Applied Environmental Microbiology*. 64, 3824-3830.
- Newbold C.J., El-Hassan S.M., Wang J., Ortega M.E., Wallace R.J. 1997. Influence of foliage from African multipurpose trees activity of rumen protozoa and bacteria. *British J. Nutri.* 78, 237-249.
- Ndlovu L.R. and Nherera F.V. 1997. Chemical composition and relationship to in vitro gas production of Zinbabwean browsable indigenous tree species. *Anim. Feed Sci. Technol.* 69, 121-129.
- Ndlovu L.R. and Nherera F.V., Orskov E.R. 2000. The *in situ* technique for the estimation of forage degradability in ruminants. In: *Forage Evaluation in Ruminant nutrition*. Givens D.I., Owen E., Axford R.F.E., Omed H.M. (Eds.), CAB International, Wallingford. pp, 135-154.
- Nherera F.V., Ndlovu L.R., Dzowela B.H. 1999. Relationships between *in vitro* gas production characteristics, chemical composition and in vitro quality measures in goat fed tree fodder supplements. *Small Ruminant Research*. 31, 117-126.
- Norris K.H., Barnes R.F., Moore J.E., Shenk J.S. 1976. Predicting forage quality by infrared reflectance spectroscopy. *J. Anim. Sci.* 43, 889-897.
- Norton B.W. 2003. The nutritive value of tree legumes[on line]. Available in <http://www.FAO.org/agp/AGP/AGPC/doc/Publicat/Gutt-shel/x5556eoj.htm>. [15 May, 2005].
- Norton B.W. and Ahn J.H. 1997. A comparison of fresh and dried *Calliandra calathyrus* supplements for sheep given a basal diet of barley straw. *J. Agri. Sci.* 129, 485-494.
- Norton B.W. 2003. The nutritive value of tree legumes [on line]. Available in <http://www.FAO.org/agp/AGP/AGPC/doc/Publicat/Gutt-shel/x5556eoj.htm>. [15 May, 2005].
- Nshalai I.V., Siaw D.E.K.A., Osuji P.O. 1994. The Relationship between gas production and chemical composition of 23 browses of the genus *Sesbania*. *J. Sci. Food and Agri.* 65, 13-20.
- Offner A. 2003. Modélisation systémique de la digestion dans le rumen: comparaison des modèles existants, modélisation des flux d'amidon, approche thermodynamique des fermentations. Thèse de doctorat à l'Institut National Agronomique Paris-Grignon. France
- Okuda T., Yoshida T., Hatano T. 1993. Classification of oligomeric hydrolysable tannins and specificity of their occurrence in plants. *Phytochemistry*. 32, 507-521.
- Oliveira S.G., Berchielli T.T., Pedreira M.S., Primavesi O., Frighetto R., Lima M.A. 2007. Effect of tannin levels in sorghum silage and concentrate supplementation on apparent digestibility and methane emission in beef cattle. *Anim. Feed Sci. Technol.* 135, 236-248.
- Orpin C.G. and Joblin K.N. 1988. The rumen anerobic fungi. In: *Rumen Microbial Ecosystem*. Hobson P.N. (Eds.), London and New York. pp, 129-150.
- Orskov E.R. 2000. The *in situ* technique for the estimation of forage degradability in ruminants. In: *Forage Evaluation in Ruminant Nutrition*. Givens D.I., Owen E., Axford R.F.E. and Omed H.M. (Eds.), CAB International, Wallingford. pp, 135-154.
- Orskov E.R. and McDonald I. 1979. The estimation of protein degradability in the rumen from incubation measurements weigheted according to rate of passage. *J. Agri. Sci. C J. Agri. Sci. Cambridge*. 92, 499-503.
- Orskov E.R. and Ryle M. 1990. Energy nutrition of rumen microorganisms. In: *Energy Nutrition in Ruminants*. Elsevier Science (Eds.), New York, USA. pp, 10-28.
- Osuji P.O. and Odenyo A.A. 1997. The role of legumes forages as supplements to low quality roughages-ILRI experiences. *Anim. Feed Sci. Technol.* 69, 27-38.
- Ozenda P. 1983. Flora of the Septentrional Sahara. CNRS, Paris. Pp, 486-495.

- Palmer B. and Jones R.J. 2000. The effect of PEG addition *in vitro* on dry matter and nitrogen digestibility of *Calliandra calothyrsus* and *Leucaena leucocephala* leaf. *Anim. Feed Sci. Technol.* 85, 259-268.
- Pascual J.J., Fernandez C., Diaz J.R., Garces C., Rubert-Aleman J. 2000. Voluntary intake and *in vitro* digestibility of different date-palm fractions by Murciano-Granadina (*Capra Hirsus*). *J. Arid Environments.* 45, 183-189.
- Paterson J., Cohran R. and Klopfenstein T. 1996. Degradable and undegradable protein response of cattle consuming forage-based diets. Proceedings of the third grazing livestock nutrition conference. Iudkins M.B., Mc Collum III F.T (Eds.), proc. West.Sec. Am. Soc. Anim. Sci. 47 (Suppl.1), 94-103.
- Patra A.K., Kamra D.N. and Agarwal N. 2006. Effect of plant extracts on *in vitro* methanogenesis, enzyme activities and fermentation of feed in rumen liquor of buffalo. *Anim. Feed Sci. Technol.* 128, 276-291.
- Paton D., Nunez-Trujillo J., Diaz M.A., Muñoz, A. 1999. Assessment of browsing biomass, nutritive value and carrying capacity of shrub lands for red deer (*Cervus elaphus* L.) management in Monfragüe Natural Park (SW Spain). *J. Arid Environ.* 42, 137-147.
- Papanastasis V.P., Yialkoulaki M.D., Decandia, M., Dini-Papanastasi, O. 2008. Integrating woody species into livestock feeding in the Mediterranean areas of Europe. *Anim. Feed Sci. Technol.* 140, 1-17.
- Pell A.N. and Shofield P. 1993. Computerized monitoring of gas production to measure forage digestion *in vitro*. *J. Dairy Sci.* 76, 1063-1073.
- Pino M.A., Hervas G., Mantecon A., Giraldez F.J., Frutos P. 2005. Comparison of biological and chemical methods and internal and external standards, for assaying tannins in Spanish shrub species. *J. Sci. Food Agri.* 85, 583-590.
- Porter L.W., Hrstich L.N., Chan B.G. 1986. The conversion of procyanidins and prodelfinidins to cyanidin and delphinidin. *Phytochemistry* 25, 223-230.
- Puchala R., Min, B.R., Goetsch A.L., Sahlu T. 2005. The effect of a condensed tannin-containing forage on methane emission by goats. *J. Anim. Sci.* 83, 182-186.
- Ramirez R.G., Haenlein G.F.W., Garcia-Castillo C.G., Nunez-Gonzalez M.A. 2004. Protein, lignin and mineral contents and *in situ* dry matter digestibility of native Mexican grasses consumed by range goats. *Small Ruminant Research.* 52, 261-269.
- Reed J.D. 1996. Relationship among phenolics, insoluble proanthocyanidins and fibre in East African browse species. *J. Range Management.* 39, 5-7.
- Reeves L. 2000. Use of near infrared reflectance spectroscopy. In: *Farm Animal Metabolism and Nutrition.* D'Mello J.P.F. (Eds.), CAB International, Wallingford. pp, 185-207.
- Reis D., Vian B., Roland J.L. 1994. Cellulose-glucuronoxylanes and plant cell wall structure. *Micron.* 25, 171-187.
- Rittner U. and Reed J.D. 1992. Phenolics and *in vitro* degradability of protein and fibre in West African browse. *J. Sci. Food Agri.* 58, 21-28.
- Roberston J.B., Van Soest P.J., 1981. The detergent system of analysis and its application to human foods. In: James, W.P.T., Theander, O. (Eds.), *The Analysis of Dietary Fibre in Food.* Marcel Dekker, New York, pp. 123-158.
- Rodriguez J., Zamora M., Gómez A.G., Peinado E., Medina, M. 1973. La flora arbustiva mediterránea y su valoración. IV. Introducción al estudio de la evolución estacional de la composición nutritiva. *Archivos de Zootecnia* 22 (88), 32 1-330.

- Rubanza C.D.K., Shem M.N., Otsyina R., Bakengesa S.S., Ichinohe T., Fujihara T. 2005. Polyphenolics and tannins effect on *in vitro* digestibility of selected Acacia species leaves. Anim. Feed Sci. Technol. 119, 129-142.
- Rubio J. 1994. Influencia de la relación cesa avena sobre la utilización ruminal de estos henos en corderos. M.S. Tesis, Instituto Agronómico Mediterráneo, Zaragoza, Spain.
- SAS INSTITUTE INC. 2008. SAS/STAT® 9.2 User's Guide. SAS Institute Inc., Cary, NC, USA.
- Salem A.Z.M. 2005. Impact of season of harvest on *in vitro* gas production and dry matter degradability of *Acacia saligna* leaves with inoculum from three ruminant species. Anim. Feed Sci. Technol. 123, 67-69.
- Salem A.Z.M., Salem M.Z.M., El-Adawy M.M and Robinson P.H. 2006. Nutritive evaluations of some browse tree foliages during the dry season, secondary compounds, feed intake and *in vivo* digestibility in sheep and goats. Anim. Feed Sci. Technol. 127, 251-267.
- Seresinhi T. and Iben C. 2003. *In vitro* quality assessment of two tropical shrub legumes in relation to their extractable tannins content. J. Anim. Physiology and Anim. Nutri. 87, 109-115.
- Shayo C.M. And Uden P. 1999. Nutritional uniformity of neutral detergent soluble in some tropical browse leaf and pod diets. Anim. Feed Sci. Technol. 82, 63-73.
- Shofield P. and Pell A.N. 1995. Measurement and kinetic analysis of the neutral detergent-soluble carbohydrate fraction of legumes and grasses. J. Anim. Sci. 73, 3455-3463.
- Shofield P., Mbugua D.M., Pell A.N. 2001. Analysis of condensed tannin: a review. Anim. Feed Sci. Technol. 91, 21-40.
- Schofield, P., Pitt R.E., Pell, A.N. 1994. Kinetics of fibre digestion from *in vitro* gas production. J. Anim. Sci. 72, 2980-2991.
- Sileshi Z., Owen E., Dhanoa M.S., Theodoreau M.K. 1996. Prediction of *in situ* rumen dry matter disappearance of Ethiopian forages from an *in vitro* gas production technique using a pressure transducer, chemical analysis or *in vitro* digestibility. Anim. Feed Sci. Technol. 61, 73-87.
- Silinakove N., Pervolotsky A., Provenza F.D. 2001. Use of tannin-binding chemicals to assays for tannin and their negative postingestive effects in ruminants. Anim. Feed Sci. Technol. 9, 69-81.
- Singh B., Saho A., Sharma R., Bhat T.K. 2005. Effect of polyethylene glycol on gas production parameters and nitrogen disappearance of some tree forages. Anim. Feed Sci. Technol. 123, 351-364.
- Sliwinski B.J., Soliva Carla R., Machmuller A., Krenzer M. 2002. Efficacy of plant extracts rich in secondary constituents to modify rumen fermentation. Anim. Feed Sci. Technol. 101, 101-114.
- Soliva C.R., Zeleke A.B., Clement C., Hess H.D., Fievez, V. and Kreuzer M. 2008. *In vitro* screening of various tropical foliages, seeds, fruits and medicinal plants for low methane and high ammonia generating potentials in the rumen. Anim. Feed Sci. Technol. 147, 53-71.
- Spanghero M., Boccalon S., Gracco L., Gruber L. 2003. NDF degradability of hays measured *in situ* and *in vitro*. Anim. Feed Sci. Technol. 104, 201-208.
- Spear J.W. 1994. Mineral in forages. In: Forage quality, Evaluation and utilization. Faher J.R. (Eds.), National Conference on Forage Quality, Lincoln. pp, 281-317.
- Sauvant D. 1995. La modélisation de la digestion dans le rumen. Reprod. Nutr. Dev. 28, suppl. 1, 33-58.

- Sauvant D., Meschy F., Mertens D. 1996. Empirical modelling of buffer recycling in cattle. J. Dairy Sci. 82, suppl. 1, 39.
- Statistical Analysis System Institute Inc. 1990. SAS/STAT[®] user's guide Int Vol. 1, version 6, Fourth Edition, Cary, NC, USA.
- Steen R.J.W., Gordan F.J., Dawson L.E.R., Park R.S., Mayne C.S., Agnew R.E., Kilpatrick D.J., Porter M.J. 1998. Factors affecting the intake of grass silage by cattle and prediction of silage intake. Anim. Sci. 66, 1127-1154.
- Steel R.G.D., Torrie J.H. 1980. Principles and Procedures of Statistics. McGraw-Hill, New York.
- Theodorou, M.K., Williams, B.A., Dhanoa, M.S., McAllan, A.B., France, J., 1994. A simple gas production method using a pressure transducer to determine the fermentation kinetics of ruminant feeds. Anim. Feed Sci. Technol. 48, 185-197.
- Stewart C.S., Flint H.J., Bryant M.P. 1997. The rumen bacteria. In: The rumen microbial ecosystem. Hobson P.N. and Stewart C.S. (Eds.), London, Blackie Academic and Professional, UK. pp, 10-72.
- Stringi L., Amato G., Gristina L. 1991. The role of some forage shrubs in optimizing forage production in a semi-arid Mediterranean area. Agri. Mediterranean. 121, 16-23.
- Singh B., Saho A., Sharma R., Bhat T.K. 2005. Effect of polyethylene glycol on gas production parameters and nitrogen disappearance of some tree forages. Anim. Feed. Sci. Technol. 123, 351-364.
- Sliwinski B.J., Soliva C.R., Machmüller A. and Kreuzer M. 2002. Efficacy of plant extracts rich in secondary constituents to modify rumen fermentation. Anim. Feed. Sci. Technol. 101, 101-114.
- Sylvie-Giger R. 1995. Review of the main methods of cell wall estimation interest and limits for ruminants. Anim. Feed Sci. Technol. 55, 295-334.
- Takahashi J., Mwenya B., Santoso B., Sar C., Umetsu K., Kishimoto T., Nishizaki K., Kimura K. and Hamamoto O. 2005. Mitigation of methane emission and energy recycling in animal agricultural systems. J. of Anim. Sci. 18, 1199-1208.
- Tavendale M.H., Meagher L.P., Pacheco D., Walker N., Attwood, G.T., Sivakumaran S. 2005. Methane production from in vitro rumen incubation with *Lotus pedunculatus* and *Medicago sativa*, and effects of extractable condensed tannin fractions on methanogenesis. Anim. Feed Sci. Technol. 123/124, 403-419.
- Tamminga A.S. and Doreau M. 1991. Lipids and rumen digestion. In: Rumen Microbial Metabolism and Ruminant Digestion. Jouany J.P. (Eds.), INRA, Paris. pp, 151-163.
- Tendonkeng P.E., Kana J.R., Tendonkeng F., Betfiang M.F. 2004. Digestibilité *in vitro* de *Calliandra calothyrsus* en présence du polyéthylène glycol et de *Brachiara ruziziensis*, *Trypsacum laxum* ou *Pennisetum* au Cameroun. Livestock Research for Rural development, 16(7): <http://www.cipav.org.co/Irrd/Irrd16/7/tedo16049.htm>.
- Theodorou M.K., Williams B.A., Dhanoa M.S., McAllan A.B., France J., 1994. A simple gas production method using a pressure transducer to determine the fermentation kinetics of ruminant feeds. Anim. Feed Sci. Technol. 48, 185-197.
- Tilley J.M.A., Terry R.A. 1963. A two stage technique for the in vitro digestion of forage crops. J. Br. Grassl. Soc. 18, 104-111.
- Thibault J.F. 1980. Les substances pectiques. In: Les polymères végétaux. Monties B. (Eds.), Gauthier-Villars, Bordas. pp, 232-252.
- Tilley J.M.A. and Terry R.A. 1963. A two stage technique for in vitro digestion of forage crops. J. British Grassland Society. 18, 104-111.

- Tolera A. and Said N. 1997a. *In sacco*, *in vitro* and *in vivo* digestibility and supplementary value of some tropical forage legume hays to sheep feeding on a basal diet of maize stover. *J. Anim. Physiology Anim. Nutri.* 77, 35-43.
- Tolera A., Khazaal K., Ørskov E.R. 1997b. Nutritive evaluation of some browses species. *Anim. Feed Sci. Technol.* 67, 181-195.
- Ungerfeld E.M., Rust S.R., Burnett R.J., Yokoyama M.T. and Wang J.K. 2005. Effects of two lipids on *in vitro* ruminal methane production. *Anim. Feed Sci. Technol.* 119, 179-185.
- Ushida J.J.P. 1994. Fibre digesting capacities of 5 genera of rumen ciliate. *Production Nutri. Physiology.* 3, 168-175.
- Ushida K., Jouany J.P., Thivend P. 1986. Role of rumen protozoa in nitrogen digestion in sheep given two isonitrogenous diets. *British J. Nutri.* 56, 407-419.
- Valdez F.R., Bush L.J., Goetsch A.L., Owens F.N. 1986. Effect of steroidal sapogenesis on ruminal fermentation and on production of lactating dairy cows. *J. Dairy Sci.* 69, 1568-1575.
- Van Nevel, C.J. and Demeyer D.I. 1996. Control of rumen methanogenesis. *Environment Monitoring Assess.* 42, 73-97.
- Van Nevel C.J., Demeyer D.I., Henderickx H.K., Martin J.A. 1970. A simple method for the simultaneous determination of gas production and volatile fatty acid concentration in the rumen. *Zeitschr. Tierphys. Tierernähr. Futtermittelk.* 26, 91-100.
- Van Soest P.J. 1994. *Nutritional Ecology of the Ruminant*. Cornell University Press, Ithaca, NY.
- Van Soest P.J., Wine R.H., Moore L.A. 1966. Estimation of the true digestibility of forages by the *in vitro* digestion of cell walls. In: *Proceedings of the 10th International Grassland Congress*, Helsinki, Finland, vol. 10, pp. 438-441.
- Van Soest P.J., Wine R.H. 1967. Use of detergent analysis of fibrous feeds. IV. Determination of plant cell-wall constituents. *J. Ass. Off. Anal. Chem.* 50, 50-56.
- Van Soest P.J., Roberston J.B., Lewis B.A. 1991. Methods for dietary fiber, neutral detergent fiber, and non starch polysaccharides in relation to animal nutrition. *J. Dairy Sci.* 74, 3583-3597.
- Varga G.A. and Hoover W.H. 1983. Rate and extent of neutral detergent fibre degradation of feedstuffs *in situ*. *J. Dairy Sci.* 66, 2109-2115.
- Vérité R. and Demarquilly C. 1978. Qualités des matières azotées des aliments pour ruminants. In : *La vache laitière*, INRA, Versailles, France. pp, 143-147.
- Vitti D.M.S.S., Abdaalla A.L., Bueno I.C.S., Silva Filho J.C., Costa C., Bueno M.S. 2005. Do all tannins have similar nutritional effects? A comparison of three Brazilian fodder legumes. *Anim. Feed Sci. Technol.* 119, 345-361.
- Vitti D.M.S.S., Abdaalla A.L., Silva Filho J.C., Mastro N.I., Mauricio R., Owen E., Mould F. 1999. Misleading relationships between *in situ* rumen dry matter disappearance, chemical analyses and *in vitro* gas production and digestibility of sugarcane bagasse treated with varying level of electron irradiation and ammonia. *Anim. Feed Sci. Technol.* 79, 145-153.
- Vogel K.P., Pedersen J.F., Masterson S.D., Toy J.J. 1999. Evaluation of a filter bag system for NDF, ADF, and IVDMD forage analysis. *Crop Sci.* 39, 276-279.
- Waghorn G.C., Shelton I., McNabb W., McCutchen S. 1994. Effects of condensed tannins in *lotus Pedunculatus* on its nutritive value for sheep. *J. Agric. Res.* 123, 109-119.
- Waghorn G.C., Mc Nabb W.C. 2003. Consequences of plant phenolic compounds for productivity and health of ruminant. *Proc. Nutr. Soc.* 62, 383-392.
- Wallace R.J. 1991. Rumen proteolysis and its control. In: *Rumen Microbial Metabolism and Ruminant Digestion*. Jouany J.P.(Eds.), Paris, France. pp, 131-150.

- Wallace R.J. and Cotta M.A. 1988. Metabolism of nitrogen-containing compounds. In: The Rumen Microbial Ecosystem. Hobson P.N.(Eds.), London and New York. pp, 212-217.
- Weimer P.J., Lopez-Guisa J.M., Frensh A.D. 1990. Effect of cellulose fibre structure on kinetics of its digestion by mixed ruminal microorganisms *in vivo*. Applied Environmental Microbiology. 56(8), 2421-2429.
- Wilkins J.R. 1974. Pressure transducer method for measuring gas production by microorganisms. Applied Microbiology. 27, 135-142.
- Williams A.G. and Coleman C.S. 1997. The rumen protozoa. Springer-Verlag (Eds.), New York, USA. pp, 1-23.
- Wilson J.R. 1994. Cell wall characteristics in relation to forage digestion by ruminants. J. Agri. Sci. Cambridge. 122, 173-182.
- Wilson J.R. and Mertens D.R. 1995. Cell wall accessibility and cell structure limitations to microbial digestion of forage. Crop Sci. 35, 251-259.
- Wilson A.D. 1977. The digestibility and voluntary intake of the leaves of trees and shrubs by sheep and goats. Aust. J. Agric. Res. 28, 501-508.
- Wink M. 2004. Evolution of toxins and ant nutritional factors in plants with special emphasis on leguminosae. In: Poisonous Plants and Related Toxins. Acomovic T., Stewart C.S., Pennycott T.W. (Eds.), CABI Publishing. pp, 1-25.
- Wolin M.J. 1975. Interaction between the bacterial species in the rumen. In: Digestion and Metabolism in the Ruminant. Mc Donald J.W. and Warner A.C.I.(Eds.). pp, 134-148.
- Yayneshet T., Eik L., Moe S. 2009. Seasonal variation in the chemical composition and dry matter degradability of enclosure forages in the semi-arid region of Northern Ethiopia. Anim. Feed Sci. Technol. 148, 12-33.
- Ziani Y. 2002. Problématique de l'alimentation du cheptel à travers le bilan fourragère. In: Valorisation des sous produits Agricoles et Agro-industriels dans l'alimentation des Ruminants. ITMA, Guelma, Algérie.

Annexe**Méthode de purification du quebracho pour le dosage des tanins condensés****Jour 1°**

- Dans un tube à essai, 1 g de tanins de quebracho est dissout dans 10 ml d'éthanol à 80% (v/v).
- Le tube est agité avec une tige afin d'obtenir une solution homogène puis il est laissé dans un réfrigérateur pour son utilisation le jour suivant.
- Un gel Séphadex LH-20 est préparé. 25 g de Séphadex sont introduits dans une fiole jaugée de 250 ml munie d'un bouchon avec 100 ml d'une solution éthanol à 80% pendant 15 minutes afin que l'absorption puisse se faire.
- La fiole est agitée légèrement puis elle est laissée au repos pendant 5 minutes. Le surnageant est jeté et ce processus est répété trois fois.
- La fiole jaugée est fermée et gardée dans un réfrigérateur. Avant d'être réutilisé, plusieurs lavages avec une solution d'éthanol à 80% sont nécessaires comme il a été précédemment décrit, afin d'éliminer des particules et des substances résiduelles adsorbées.

Jour 2°

- A l'aide d'une pompe à vide, la solution est filtré dans un entonnoir de céramique avec un filtre Wattman N°2.
- 100 ml de la solution de Sephadex LH-20 (préparée la veille) sont ajoutés au filtrat.
- La solution est agitée pendant 3 minutes et filtrée au moyen d'un entonnoir pourvu de plaque filtrante.
- Le gel est lavé lentement avec de l'éthanol à 95% jusqu'à ce que l'absorbance à 280 nm de la solution commence à s'approcher à zéro (l'éthanol utilisé dans les lavages doit être jeté). A la fin, la solution doit être incolore et celle du LH-20 doit être de couleur marron.
- Le gel est lavé avec une solution d'acétone à 50% (acétone : eau, 1:1, v/v).
- Le gel est lavé plusieurs fois jusqu'à ce qu'il soit blanc et les solutions de lavage sont presque incolores.
- Le gel est gardé dans un réfrigérateur.

Jour 3°

- Afin de réduire le volume de l'échantillon aqueux, l'acétone est complètement éliminé à l'aide d'un rotavapor, à une température de 30 °C.
- L'échantillon est soumis à une extraction avec un volume égal d'acétate d'éthyle.

- La phase organique supérieure est écartée et cette opération est répétée trois fois.
- Les restes de l'acétate d'éthyle sont éliminés à l'aide d'un rotavapor à moins de 30 °C.
- La solution restante est gardée dans un congélateur ou, le cas échéant, dans un dessiccateur.

3.4.1. Analyse des tanins condensés libre

➤ Réactifs

- n butanol (Biochem).
- Acide chlorhydrique concentré (37-38%) HCl (Biochem).
- Sulfate ferrique ammoniacque $\text{FeNH}_4(\text{SO}_4) \cdot 2.12\text{H}_2\text{O}$ (Sigma).
- Standard: quebracho purifié.

➤ Préparation de Solutions

- Solutions Butanol-HCl (95:5 v/v) : 950 ml du n -butanol sont mélangés avec 50 ml de HCl concentré (37-38%).
- Réactif Fer (2% de sulfate ferrique Ammoniacque en HCl 2N) : une solution HCl (2N) est d'abord préparée avec 16,6 ml de HCl concentré dans une fiole jaugée de 100 ml, puis elle est ajustée au trait de jauge. La solution est maintenue dans un flacon de verre foncé.

- Partie étalon: Préparation de la gamme standard Hagerman (1991)

- Réactif: Le solvant utilisé est une solution d'acétone à 70% (v/v).
- Préparation de la solution mère: 25 mg du quebracho purifié sont pesés dans une fiole jaugée de 25 ml (on note le poids précis) et complétés au trait de jauge avec le solvant. Afin de préparer la gamme étalon, des dilutions sont reprises à partir de cette solution mère selon le tableau 8.
- - **Partie essai**
- - Dans des tubes libellés et pourvus de bouchon, 250 μl sont pipetés de l'extrait EXT et 250 μl du solvant acétone , 70% sont ajoutés. Trois répétitions pour chaque tube sont réalisées.
- - 3 ml du réactifs butanol-HCl et 0,1 ml de la solution Fer réactive sont ajoutés pour chaque tube. Les tubes sont ensuite fermés à l'aide des bouchons et ils sont agités vigoureusement.
- - Les tubes sont réchauffés dans un bain d'eau en ébullition à 100°C pendant 60 min puis ils sont refroidis à l'abri de la lumière.
- - Les absorbances de ces solutions sont déterminées à 550 nm.

Tableau8. Préparation de la gamme standard Hagerman (1991)

Tube	µL de la solution fille	µL de solvant	Qté de tanin (µg)
Blanc	0	500	0
T1	50	450	50
T2	100	400	100
T3	125	375	125
T4	150	350	150
T5	200	300	200
T6	250	250	250

3.5. Analyse des phénols totaux (Méthode de Folin-Ciocalteu)

Ces tests sont basés sur le principe de l'oxydoréduction et l'utilisation du réactif Folin-Ciocalteu ou Folin-Denis réactifs. Une autre méthode utilisant le réactif chlorure ferrique est basée sur la propriété de métal complexant des composés phénoliques. La méthode de Folin-Ciocalteu selon le procédé de Julkunen-Tiitto (1985) est largement utilisée pour les phénols totaux en raison de sa haute sensibilité et de sa reproductibilité, cependant, la présence d'agents réducteurs interfère dans le dosage des molécules phénoliques.

Cette méthode suppose que les composés phénoliques qui se lient à des protéines sont les mêmes que ceux qui se lient au vinyle polypyrrolidone (PVPP). Les phénols totaux sont mesurés dans un extrait de plante par la méthode de Folin-Ciocalteu avant et après traitement avec PVPP. Cependant, la présence d'agents réducteurs interfère dans le dosage.

Réactifs

- Folin-Ciocalteu réactif 2N (Sigma).
- Carbonate sodique $\text{Na}_2\text{CO}_3 \cdot 10\text{H}_2\text{O}$ (Biochem).
- Standard: Acide tannique.

➤ Préparation des Solutions

- Solutions FN (1) (réactif Folin 1N): le réactif Folin-Ciocalteu commercial (2N) est dilué à la moitié en ajoutant le même volume d'eau distillée (100 g réactif commercial + 100 ml eau). La solution est conservée dans une bouteille de verre foncé dans le réfrigérateur à 4°C. Quand il est frais, il présente une couleur dorée. Dans le cas où sa couleur vire au vert, il ne faut pas l'utiliser.

- Partie étalon

- Préparation de la solution mère

- Solutions (2) à 20% de carbonate sodique: 40g de $\text{Na}_2\text{CO}_3 \cdot 10\text{H}_2\text{O}$ sont pesés et dissouts dans approximativement 150 ml d'eau distillée dans une fiole jaugée de 200 ml puis la solution est complétée au trait de jauge avec l'eau distillée.

Une solution mère initiale d'acide tannique est préparée en dissolvant 25 mg d'acide tannique dans 25 ml d'eau distillée. Une solution fille (solution T) est préparée en diluant 1 ml de la solution mère avec 9 ml d'eau.

Tableau 9. Préparation de la gamme standard

Tube	μL de solution T	μL eau	μL Réactif folin	ml Solution carbonate
Blanc	0	500	250	1,25
T1	20	480	250	1,25
T2	40	460	250	1,25
T3	60	440	250	1,25
T4	80	420	250	1,25
T5	100	400	250	1,25
T6	150	350	250	1,25
T7	200	300	250	1,25
T8	250	250	250	1,25

- Préparation de la gamme standard

A partir de la solution fille T, une gamme étalon est préparée selon le tableau 9.

- Partie essai

- 50 μL d'EXT (extrait original) sont extraits dans des tubes à essais puis 0,45 ml d'eau distillée sont ajoutés. Il faut noter que trois répétitions sont réalisées pour chaque substrat.

- 250 μL du RÉACTIF Folin sont introduits à tous les tubes. Après 3 min, 1,25 ml de la solution de carbonate sodique sont ajoutés. Les tubes sont ensuite agités énergiquement dans un vortex.

- Les tubes sont laissés dans un tiroir à l'abri de la lumière et à température ambiante.
- Après 40 min, la densité optique est lue à 725 nm.

Remarque: la lecture doit être effectuée entre 40 et 60 min.

3.6. Analyse des tanins totaux (méthode de Makkar 2003a)

Les tanins sont distingués des non tanins par une matrice solide (PVPP). Une partie de l'extrait de plante est traitée avec le vinyle polypyrrolidone (PVPP) qui possède une haute affinité pour les tanins et sa suppression à l'aide de la centrifugation, après le traitement (PVPP), les tanins sont éliminés de l'extrait. La différence entre la valeur totale du phénol avant et après le traitement (PVPP) est une mesure des tanins totaux.

Tanins Totaux = Phénols totaux - Phénols qu'ils ne précipitent pas avec PVPP.

➤ Réactifs

- Polyvinyle insoluble Pyrrolidone (Sigma).
- HCl (Biochem).

➤ Préparation des solutions

- Préparation de la solution acide: 120 ml d'eau distillée sont ajoutés à 0,3 ml du réactif HCl concentré (l'objectif est de faire précipiter les tanins). L'idéal est que le pH soit voisin de 3.
- Préparation de la solution PVPP: 13,2 g de PVPP sont pesés et 120 ml de la solution acide sont ajoutés dans un bécher de 200ml. Cette solution doit être fraîche et doit être préparée juste avant son utilisation. Le PVPP est insoluble, c'est pourquoi, il ne se forme pas une véritable solution, elle est plutôt une suspension. Avec un agitateur, la suspension est bien mélangée pendant au moins 15 min avant d'être utilisée. La suspension est maintenue en agitation continue pendant toutes les opérations.

➤ Précipitation de tanins.

- Deux tubes d'essais sont identifiés et libellés pour chaque échantillon.
- En maintenant en agitation continue et pour chaque tube, 1 ml la solution (PVPP) est pipetée avec 1 ml de l'extrait (**EXT**).
- Les tubes sont couverts au papier d'aluminium et ils sont agités énergiquement. Ils sont ensuite laissés dans un réfrigérateur à 4°C pendant 15 min.
- Les tubes sont centrifugés à 3000 g pendant 10 min à 4°C .
- Le surnageant est repris dans des tubes ependorff correctement libellés (noté : EXT2).

- Après précipitation et à partir du surnageant, 100 μL de la solution (**EXT2**) sont pipetés et 0,4 ml d'eau distillée sont ajoutés dans des tubes ependorff préalablement libellés.

-250 μL du réactif FN sont ajoutés à tous les tubes. Après 3 min, 1,25 ml de la solution de carbonate sodique sont introduits.

-Les tubes sont agités énergiquement à l'aide d'un vortex.

-Les tubes sont conservés à l'abri de la lumière à température ambiante pendant 40 min.

- L'absorbance est mesurée à 725 nm.

Il est à noter que c'est la même courbe étalon qui est utilisée pour la détermination de la concentration.

<p>Nom: BOUFENNARA Prénom: Souhil</p>	<p>Date de la soutenance : 24/06/20112</p>																		
<p>Titre : Effet des tanins sur la fermentescibilité in vitro et la digestibilité in sacco de végétaux et de sous produits de l'agronomie des zones arides. Essai de modélisation des fermentations du microbiote ruminal.</p>																			
<p>Résumé</p> <p>Cette thèse avait pour objectifs principaux l'étude de substrats des zones arides et semi arides d'Algérie, à travers plusieurs aspects : 1/ la caractérisation chimique précise de plantes de régions arides et semi arides et de sous produits de l'agronomie saharienne, 2/ l'évaluation de leur potentiel nutritif par la mesure de leur fermentescibilité in vitro et in sacco par le microbiote ruminal d'ovins en présence et en absence de polyéthylène glycol afin de mettre en exergue le rôle spécifique des tanins ; 3/ L'estimation de l'action anti nutritionnelle de composants phénoliques de ces substrats et leur impact sur l'activité et le profil fermentaire du microbiote ruminal, 4/ l'exploration de la modélisation des profils métaboliques constatés.</p> <p>Les principaux éléments d'analyse de ce travail (composition chimique, digestibilité in vitro et in sacco, production de gaz et profil en acides gras volatiles) permettent de classer finalement les plantes étudiées en deux groupes: un groupe de qualité inférieure, comprenant les graminées et les feuilles du palmier dattier et un deuxième groupe, de valeur nutritionnelle intéressante, comprenant les plantes dicotylédone (A. Gombiformis et Artemisia spp.). A. gombiformis et Artemisia spp. offrent les profils fermentaires les plus remarquables. Les autres plantes légumineuses, C. saharae et R. raetam, occupent une position intermédiaire entre les deux groupes, avec une digestibilité, une production de gaz et une production d'acide gras volatiles inférieures par rapport aux plantes dicotylédones. Compte tenu des résultats obtenus pour les pédicelles, en termes de digestibilité, de production de gaz et d'acides gras volatiles, Cette fraction peut être considérée comme un substrat de qualité, au potentiel de valorisation certain en production animale.</p> <p>La mesure de l'impact des tanins sur l'activité métabolique du microbiote ruminal est mesurée par la différence constatée par des essais, comparatifs de cultures avec et sans polyéthylène glycol (PEG). Le constat est que les tanins influencent et à différents degrés la digestibilité, la production du méthane et du de gaz total. Par ailleurs, les résultats obtenus montrent bien que l'addition du PEG ne s'accompagne pas toujours de l'augmentation de la digestibilité et de la production du pool de gaz totaux. L'augmentation de la production de méthane en présence de PEG est fortement corrélée, positivement et significativement, aux tanins condensés libres et totaux. Les résultats obtenus suggèrent que le test des tanins couplé à la production de gaz peut être utilisé pour identifier des substrats à potentiel d'activités anti-méthanogènes. De plus, ces résultats peuvent s'expliquer probablement par la capacité limitée du PEG à inhiber complètement les effets des tanins qui dépendent principalement et à la fois de leur stéréochimie et de leur structure. Cette étude confirme que l'emploi du PEG combiné à la technique de production de gaz in vitro d'une part, et la mesure des digestibilités in vitro et les essais in situ, d'autre part, peuvent être un moyen simple et rapide pour le classement préliminaires des fourrages collectées dans les zones arides, en fonction de leur potentiel nutritionnel. Ces méthodes peu couteuses, constituent des outils très intéressants pour la détection des composés phénoliques et leur impact sur le processus de la digestion animale.</p> <p>L'essai de modélisation a concerné le modèle d'Orskov et le modèle de France. La modélisation faite à partir de la base de données constituée par la production de gaz à plusieurs points cinétiques a donné des résultats convergents sans lag time (L) pour les deux modèles et les vitesses de dégradations déduites à partir des deux modèles sont sensiblement similaires. La validité des modèles estimée par l'examen des paramètres statistiques des deux modèles sont acceptables avec une meilleure précision pour le modèle de France.</p>																			
<p>Mots clés Fourrages, analyse chimique, tanins, fermentescibilité <i>in vitro</i>, digestibilité <i>in sacco</i>, Activité biologique, production de gaz, PEG, Modèle de France.</p>																			
<p>Laboratoire de recherche: Laboratoire de Génie Microbiologique et Application</p>																			
<p>Devant le Jury</p> <table border="0" style="width: 100%;"> <tr> <td style="width: 33%;">Présidente :</td> <td style="width: 33%;">MERAIHI Z.</td> <td style="width: 33%;">Professeur à l'université Mentouri/Constantine.</td> </tr> <tr> <td>Rapporteur :</td> <td>BOUSSEBOUA H.</td> <td>Professeur à l'université Mentouri/Constantine.</td> </tr> <tr> <td>Examineurs :</td> <td>BAKOUR R.</td> <td>Professeur à l'USTHB/Alger.</td> </tr> <tr> <td></td> <td>NANCIB N.</td> <td>Professeur à l'université Ferhat Abbès/Sétif.</td> </tr> <tr> <td></td> <td>HAMIDECHI A.</td> <td>MCA à l'université Mentouri /Constantine.</td> </tr> <tr> <td></td> <td>DJABRI B.</td> <td>MCA à l'université Larbi Tebessi/Tébessa.</td> </tr> </table>		Présidente :	MERAIHI Z.	Professeur à l'université Mentouri/Constantine.	Rapporteur :	BOUSSEBOUA H.	Professeur à l'université Mentouri/Constantine.	Examineurs :	BAKOUR R.	Professeur à l'USTHB/Alger.		NANCIB N.	Professeur à l'université Ferhat Abbès/Sétif.		HAMIDECHI A.	MCA à l'université Mentouri /Constantine.		DJABRI B.	MCA à l'université Larbi Tebessi/Tébessa.
Présidente :	MERAIHI Z.	Professeur à l'université Mentouri/Constantine.																	
Rapporteur :	BOUSSEBOUA H.	Professeur à l'université Mentouri/Constantine.																	
Examineurs :	BAKOUR R.	Professeur à l'USTHB/Alger.																	
	NANCIB N.	Professeur à l'université Ferhat Abbès/Sétif.																	
	HAMIDECHI A.	MCA à l'université Mentouri /Constantine.																	
	DJABRI B.	MCA à l'université Larbi Tebessi/Tébessa.																	