

Analyse de la cinétique de fermentation *in vitro* des résidus de tomates et d'oranges ainsi que de deux plantes fibreuses, dans différentes sources d'azote, selon un modèle exponentiel

Ousmane DIARRA^{1*}, Mohamed L. HADDI¹, Asma AGGOUN¹ Amadou Hamadou BABANA² Fasse SAMAKE²

¹Laboratoire de Biotechnologie Microbienne, Faculté de la Science de la Nature et de la Vie, Université Constantine 1 Algérie, Constantine BPE : 325 Route Ain El Bey.

²Laboratoire de Recherche en Microbiologie et Biotechnologie Microbienne, Faculté des Sciences et Techniques, Université des Sciences, des techniques et des Technologies de Bamako, Bamako, Mali BPE : 3206

*Auteur correspondant : diarraousmane758@gmail.com

RESUME : Au Mali, des millions de tonnes de résidus de nature lignocellulosique, produit par l'industrie agroalimentaire, sont rejetés en l'état. Ils représentent pourtant une source énergétique non négligeable pour les ruminants qui tirent beaucoup mieux profit de cette biomasse lignocellulosique, grâce à une flore microbienne très dense hébergée dans le rumen. Les résidus agro-alimentaires (tomates et oranges), et les plantes fibreuses (Cardes et Chrysanthème) ont été incubés dans le liquide ruminal bovin. Ainsi, la composition chimique, la capacité tampon, la dégradabilité apparente et l'activité de la microflore ruminale *in vitro* ont été déterminées. Cela afin d'envisager la possibilité de leur utilisation dans l'alimentation des ruminants. La valorisation de ces résidus est devenue une pratique nécessaire parce qu'elle permet de sauvegarder l'environnement et éviter ainsi une pollution de plus en plus sérieuse. L'utilisation de ces résidus dans les rations permettent de baisser le coût alimentaire, de combler le déficit fourrager et d'améliorer la production animale. Les analyses microbiologiques montrent que les résidus agroalimentaires sur la base des résultats de la fermentescibilité *in vitro*, de la capacité tampon, et de la dégradabilité apparente. Les mélanges des résidus peuvent être classés comme aliments alternatifs : Résidus de tomates + cardes > Résidus de Tomates + Chrysanthème > résidus d'oranges + cardes > résidus d'oranges + Chrysanthème. L'utilisation des autres mélanges (Tomates + Oranges et Cardes + Chrysanthèmes) devrait être limitée à cause des risques de ballonnement et d'acidose qu'ils pourraient apporter aux animaux.

Mots Clé : Résidus agroalimentaires, valorisation, microflore ruminale, fermentescibilité *in vitro*, mélanges, Bovin.

I. INTRODUCTION

A l'échelle mondiale, le cheptel de ruminants représentait, en 2010, 3,4 milliards de têtes (42 % de bovins, 31 % d'ovins et 27 % de caprins) (FAO, 2012). Les ruminants occupent une place importante dans la chaîne alimentaire avec une production de viande de 76 millions de tonnes (82 % bovins, 11 % ovins, 7 % caprins), soit un quart de la production mondiale de viande, une production laitière de 626 millions de tonnes (95,7 % vache, 1,6 % brebis, 2,7 % chèvre) en 2010 (FAO, 2012). Le cheptel malien est estimé à 9 721 328 bovins, 13 081 448 ovins et 18 216 005 caprins (DNPIA, 2012). L'alimentation apparaît comme la contrainte majeure au développement des productions animales

au Mali (IER, 1993). Le cheptel Algérien des bovins est estimé à 1 586 070 têtes en 2005. L'alimentation du bétail en Algérie se caractérise notamment par une offre insuffisante en ressources fourragères, ce qui se traduit par un déficit fourrager estimé à 34%. Ce déficit fourrager est de 58% en zone littorale, de 32% en zone steppique et de 29% au Sahara. L'intégration des résidus agroalimentaires dans l'alimentation animale est envisageable pour compenser ce déficit en offre fourrager. La satisfaction des besoins du cheptel provient essentiellement des pacages et parcours et des dérivées de céréales (86%), les cultures fourragères participent à 13% dans le rationnement du cheptel national. Les besoins sont de très loin beaucoup plus

importants (en 2000 les besoins pour le cheptel étaient estimés à 7680,77 millions d'unité fourragère ; les disponibilités fourragères et l'aliment de bétail ne représentaient que 6 862, 66 millions d'UF soit un déficit de plus de 800 millions d'unité fourragère. Certains pays sont confrontés à une limitation de l'alimentation du bétail, c'est le cas du Mali caractérisé par trois types de végétation la savane, steppe et le désert qui représente 2/3 du territoire. L'objectif de notre étude est d'évaluer les caractéristiques physicochimiques et les cinétiques de dégradation des résidus agroalimentaires par rapport aux plantes fibreuses ceci dans différents milieux ayant différentes sources d'azotes. Les expériences consistent à incuber le liquide ruminal frais de bovin dans deux milieux d'incubation contenant une source d'azote minéral : le milieu A (source d'azote =NH₄HCO₃) bicarbonate d'ammonium) et le milieu B (source d'azote d'un acide aminé, le glutamate de sodium) ; et deux autres contenant une source d'azote organique, le milieu C (source d'azote minéral =KNO₃ nitrate de potassium) et le milieu D (source d'azote = extrait de levure). La flore ruminale possède les caractéristiques d'utiliser de l'azote minérale et de l'azote organique.

II. Matériel et Methodes:

1- Matériel Vegetal:

Notre étude a porté sur quatre types de substrats :

- Résidus d'orange et résidus de tomate : ils sont préparés au sein du laboratoire selon le protocole appliqué dans le complexe industriel CAB (Conserverie Alimentaire Ben Amor) à Annaba.

- Des fourrages naturels fibreux : des chrysanthèmes (*Chrysanthemum coronarium*) et des cardes (*Sylibum marianum*). Au laboratoire les substrats sont séchés et broyés en particules homogènes au moyen d'un broyeur électrique, pour avoir des particules de dimensions inférieurs ou égales au millimètre

2- Matériel animal:

Les animaux utilisés pour le prélèvement du jus de rumen sont des vaches ayant un régime libre non défini et sont sacrifiés à l'abattoir d'El kroub (Constantine).

A-Etude des caractéristiques physicochimiques des substrats

1- Détermination de la matière sèche:

Elle est déterminée par dessiccation dans une étuve maintenue à 105°C jusqu'à ce que le poids devienne constant.

Expression des résultats:

%MatièreSèche

$$= \frac{(\text{Tare+PE apres Sechage}) - \text{Tare}}{(\text{Tare+PE}) - \text{Tare}} \times 100$$

2-Détermination de la matière organique et de la matière minérale :

Lorsque l'échantillon, préalablement séché, est soumis à une incinération à 550°C, la matière organique se consume et la matière résiduelle constitue la matière minérale. Toutes les analyses sont effectuées en double.

$$MM = \frac{(\text{Tare + PE apres incineration}) - \text{Tare}}{\text{Tare + PE (Matiere Seche)} - \text{Tare}} \times 100$$

La teneur en matière organique représente le complément à 100 des cendres (matière minérale) est donnée par la formule suivante :

$$MO = 100 - \text{cendres}$$

3-Détermination de la concentration en sucres des différents résidus :

La méthode de DUBOIS et al (1956) permet de doser les oses en utilisant le phénol et l'acide sulfurique concentré, en présence de ces deux réactifs, les oses donnent une couleur jaune-orange dont l'intensité est proportionnelle à la concentration des glucides, la densité optique est déterminée à 488 nm.

4-Détermination de la capacité tampon des différents substrats:

La capacité tampon également appelée le « pouvoir tampon », est la capacité d'une solution ou d'un substrat de résister à des variations de pH. Le pH détermine le degré d'acidité ou de basicité. Un pH inférieur à 7 caractérise un acide, alors qu'une valeur de pH supérieure à 7 fait référence à une base (aussi qualifié d'alcalin). Le pH varie en fonction de la teneur du sol en dioxyde de carbone, en sels minéraux et en matières organiques. Il joue un rôle essentiel dans l'activité microbiologique. La capacité tampon intrinsèque a été définie comme la capacité

d'un aliment à maintenir le pH de son milieu aqueux ou à résister à un changement du pH après l'addition d'un acide ou d'une base

Méthode:

La détermination de la capacité tampon est réalisée en suivant la méthode décrite par Giger-Reverdin et al. 2002. Qui consiste à mesurer 20 ml de la solution (cas des solutions liquides) ou peser un 1g (matière solide) de chaque résidu dans un Becher de 100 ml et mesurer 20 ml d'eau bidistillée et verser délicatement cette eau de telle sorte que les résidus ne se fixent pas sur les parois du becher et laisser agiter pendant 2 heures. Mesurer le pH initial si il est supérieur ou égale à 7 conserver le si cet dernier est inférieur à 7 ajuster avec l'ammoniac à 0,1N jusqu'à atteindre la valeur 7 puis doser avec l'acide Acétique à 0,1 N. L'opération s'arrêtera lorsque le pH mètre affichera la valeur 4.

$$\text{Capacite tampon} = \frac{dCB}{dpH}$$

B-Etude de la cinétique de production de gaz in vitro des différents substrats : Les milieux d'incubations sont des solutions minérales qui jouent le rôle d'une part d'un tampon et d'autre part, elles constituent un apport de sels minéraux, d'oligoéléments et de source de Carbone aux microorganismes du rumen. Ils sont préparés selon les procédures décrites par (Menke et Steingass, 1988) mais un peu plus simplifiées d'où leurs noms milieux simplifiés.

Table 1; production de gaz

Milieu	Source	Composition	Quantité d'azote
A	NH ₄ HCO ₃ (Bicarbonate d'ammonium) Azote minéral (NH ₄ ⁺)	NH ₄ HCO ₃	628,0 mg
		NaHCO ₃ (Bicarbonate de sodium)	5 g
		Eau distillée	500 ml
B	Na_Glutamate Azote organique (sel d'acide aminé)	Na_Glutamate	1337,15 mg
		NaHCO ₃	5 g
		Eau distillée	500 ml
C	KNO ₃ (Nitrate de potassium) Azote minéral (sel de nitrate)	KNO ₃ (Nitrate de potassium)	765,92 mg
			5 g

		NaHCO ₃	500 ml
		Eau distillée	
D	Extrait de levure Azote organique	Extrait de levure	882,2 mg
		NaHCO ₃	5 g
		Eau distillée	500 ml
sans azote (NAZ)	Pas de Source d'azote	NaHCO ₃	5g
		Eau distillée	480 ml

1-Préparation des substrats et des seringues :

Les substrats utilisés sont des résidus agroalimentaires dont certains proviennent directement des industries agroalimentaires et d'autres ont été obtenus dans le Laboratoire en suivant les étapes de ces industries de transformation et des résidus des plantes fibreuses. Toutes fois ces résidus ont été broyés moulu puis séché dans l'étuve en fin d'avoir un poids constant. Après lavage et aseptisation des seringues nous avons pesé 0,2 g de chaque résidu dans sa seringue correspondante et puis lubrifié à l'aide de la vaseline et fermée par un bouchon et les seringues sont ensuite rangées dans l'étuve avant le jour de l'inoculation.

2-Mesure potentiel d'oxydoréduction :

Le potentiel d'oxydoréduction ou potentiel redox (en millivolts) représente la force des systèmes présents échangeant des électrons. Nous avons voulu mesurer une différence de potentiel (E) entre une électrode inerte qui joue un rôle de donneur ou d'accepteur par rapport au couple redox de la solution et une électrode de référence à hydrogène qui a un potentiel connu et assure la connexion électrique avec le système à mesurer mais contenu de l'état de l'appareil de mesurer nous avons procédé d'une autre manière c'est de vérifier si l'oxygène a été bel et bien piégé grâce à un virage d'indicateur colore. Cette dernière nous a permis de s'assurer d'une anaérobiose totale

Table2: composition des différentes solutions

Solution de Resaurine	C ₁₂ H ₆ NO ₄	100 mg
	Eau distillée	100 ml
Solution réductrice	Na ₂ S×7H ₂ O	285 mg
	NaOH (1N)	2 ml

	Eau distillée	47.5 ml
--	---------------	---------

3-Préparation de l'inoculum :

3-1 La collecte du liquide ruminal :

Le jus du rumen est prélevé directement du rumen des vaches après son abattage puis transféré dans des thermos préalablement lavés et aseptisés. Les échantillons ainsi prélevés sont traités au laboratoire dans les premières heures qui suivent la collecte.

3-2 Analyse des caractéristiques microbiologiques de l'inoculum

Mesure du pH des substrats et des solutions d'incubations :

Le pH est un paramètre habituellement mesuré dans les études nutritionnelles, car il a toujours été considéré comme central pour comprendre les processus de digestion dans le rumen par son influence sur le type et l'intensité des réactions qui s'y déroulent. Le pH du milieu ruminal est la résultante des productions acides, des tampons salivaires et des tampons propres à la ration (Serine, 2010).

3-3 Filtration du liquide ruminal:

Le liquide ruminal est filtré à travers 2 couches de gaze chirurgicale stérile. Le filtrat est récupéré directement par l'intermédiaire d'un entonnoir dans la fiole contenant les milieux d'incubations déjà réduites. Toute l'opération se déroule sous flux de CO₂ permettant d'obtenir le mélange et d'assurer l'anaérobiose totale. Le pH des quatre milieux d'incubations est mesuré directement avant et après l'ajout du liquide ruminal filtré à l'aide d'un pH mètre.

3-4 Inoculation et incubation:

De chaque substrat, 0.20 g de matière sèche sont broyés, pesés puis introduits dans les seringues préalablement stérilisés.

- Avant d'entamer l'inoculation, nous allumons l'appareil de distribution de gaz (CO₂) et le Bain marie.

- Les 4 milieux, déjà saturés en CO₂, nous enlevons 50 ml des quatre milieux dans le but de réaliser la capacité et vérifier s'ils ont été réduits et l'Oxygène

a été bel et bien piégé et nous passons à l'inoculation par une quantité importante de liquide ruminal (50ml) (liquide ruminal filtré + les différents milieux A, B, C et D)

- A chaque fois que nous inoculons un flacon, nous le fermons hermétiquement avec le bouchon qui le lie directement à l'appareil de distribution de gaz puis nous le plaçons dans un

Bain marie préchauffé à 39°C et l'agitation est assurée par le flux de CO₂.

- Une fois l'inoculation des 4 flacons est achevée, nous installons le système de distribution des seringues. Toutes Seringues sont remplies avec la même quantité 20 ml d'inoculum (mélange liquide ruminal +Source d'azote). Les seringues sont ensuite placées dans l'étuve réglée à 40 °C (température optimale du rumen) et elles suivent une série de lecture à chaque 2 heures et par la suite chaque 4 heures pendant 120 heures. Après 120 h de fermentation, le contenu de chaque seringue est vide pour mesurer son pH final.

4- Etude de la fermentescibilité in vitro des différents substrats de l'essai sans azote:

Cette étude s'est basée sur la mesure de gaz produit lors de la fermentation des différents substrats. Cette fermentation s'est déroulée dans d'un milieu dépourvue d'azote (milieu NAZ).

4-1 Préparation des milieux d'incubation:

Cette fois ci nous procédons à la fabrication de deux milieux de culture (A et B) dépourvue de toutes sources de carbone de même composition dont le but est de voir le comportement des Bactéries vis-à-vis de ces milieux.

4-2 Préparation des substrats et des seringues :

Les substrats utilisés sont les mêmes que ceux utilisés dans l'essai. Après lavage et aseptisation des seringues nous avons pesé 0,2 g de chaque résidu dans sa seringue correspondante et puis lubrifié à l'aide de la vaseline et fermée par un bouchon et les seringues sont ensuite rangées dans l'étuve avant le jour de l'inoculation. Les autres étapes sont que celles décrites dans l'essai 1 à savoir :

4-2 Estimation du pourcentage de dégradabilité apparente :

Définition : La dégradabilité apparente correspond à la quantité de substrat insoluble et non dégradé

retenue dans des sachets en nylon, de taille de pores égale à 54 micromètre, après 120 h de fermentation *in vitro*.

Méthode de mesure :

Après une période d'incubation de 120 h, nous filtrons le contenu du chaque flacon fermentatif dans un sachet sec, aseptique et préalablement taré, après séchage à 65°C pendant 72h, le résidu sec obtenu sert pour déterminer le pourcentage de dégradabilité apparente selon la formule suivante :

$$= \frac{P1 - P0}{Pd} \times 100$$

%Dégradabilité apparente

Où :

Po : représente le poids du sachet vide (tare)

P1 : représente le poids du sachet après séchage.

Pd : représente la prise d'essai initiale (0.2g)

4-3 Analyse statistique :

L'analyse des résultats des différents essais est réalisée à l'aide de logiciel SAS (Statistical Analysis System), 1979 sur la base du test " t " de Student en utilisant un modèle exponentiel qui nous a permis d'estimer les paramètres de la cinétique de production de gaz. Ce modèle initialement développé par McDonald (1981), se présente comme suit :

$$Gaz(t) = b(1 - e^{-c(t-lag)})$$

Où :

Gaz (t) : volume cumulé de gaz au temps t (ml/0.2 g de MS).

b : production potentielle de gaz pour un temps d'incubation infini (ml/0.2g de MS)

c : constante de vitesse en % de b par heure (% b/h).

t : temps d'incubation (h)

b₉₆ : production de gaz en 96 h d'incubation (ml/0.2g de MS)

lag : temps de latence ou d'adaptation de la flore ruminale aux substrats

t_{1/2} : le temps (h) au bout duquel la demi- production (50 % de **b**) est obtenue ; déduit de l'équation du modèle $t_{1/2} = \ln 2/c$

Ln : logarithme népérien

III-Résultats et discussion :

1- Détermination des caractéristiques physicochimiques des substrats incubés :

Tableau 3 : Détermination de la matière sèche, matière minérale et matière organique

Substrats	T+ MF	T+ M S	T +M M	PE g	% MS	% M M	% MO
Oranges	24,16	24,04	23,2	1,00	86,25	3,78	96,23
Tomates	29,15	29,11	28,3	1,00	97	9,32	90,69
Chrysanthèmes	12,55	12,51	11,6	1,00	96	4,69	95,31
Cardes	23,31	23,28	22,41	1,00	97	10,30	89,71

Les résultats obtenus pour les résidus de tomates et les résidus d'oranges sont supérieurs à ceux rapportés par Amokrane ,2010 en ce qui concernent les tomates qui enregistre 91.3 et proche de ceux des oranges 88.0% pour les résidus d'oranges. Les résultats obtenus pour les résidus de cardes et chrysanthèmes sont supérieur à ceux enregistré par Dakhmouche (2011) qui rapportent une valeur de 88,11% pour les cardes et 90,55% pour les chrysanthèmes et Amokrane (2010) enregistre 90,55 % pour les chrysanthèmes

2-Détermination de la concentration en sucres des substrats

Nous observons que les résidus d'oranges présentent la concentration en sucres la plus élevée 227,00 mg/g MF et cette valeur exprimée en matière sèche augmente dans la matière organique avec des chiffres respectivement : 263,1mg/g MS et 273,4 mg/g MO par rapport aux autres résidus cela nous permet de faire un classement décroissant des résidus ainsi que les plantes fibreuses en fonction de leur concentration en sucres :Les résidus d'oranges qui plus grande concentration en sucres sont suivies par les chrysanthèmes et viennent respectivement les autres substrats cardes et tomates.

Tableau 4 : Contenu en sucres totaux exprimés en fonction de la matière sèche et de la matière organique

Substrat	Nombre Répétition	Sucres totaux (valeur moyenne)		
		[mg/g MF]	[mg/g MS]	[mg/g MO]
Oranges	3	227,0	263,1	273,4
tomates	3	116,0	119,6	131,9
Chrysanthèmes	3	232,6	242,3	254,2
Cardes	3	167,9	173,0	192,9

Nous observons que les résidus d'oranges présentent la concentration en sucres la plus élevée 227,00 mg/g MF et cette valeur exprimée en matière sèche augmente dans la matière organique avec des chiffres respectivement : 263,1mg/g MS et 273,4 mg/g MO par rapport aux autres résidus cela nous permet de faire un classement décroissant des résidus ainsi que les plantes fibreuses en fonction de leur concentration en sucres : Les résidus d'oranges qui plus grande concentration en sucres sont suivies par les chrysanthèmes et viennent respectivement les autres substrats cardes et tomates.

3-Détermination de la capacité tampon des différents substrats et des différents milieux d'incubation

Tableau 5 : Capacité tampon des résidus ainsi que les milieux d'incubations

Substrat seul ou en mélanges	pH initial (pHi)	ml NH3OH 0.1N	ml d'acide acétique 0.1 N	Capacité tampon (mEq/ g de MS)
Cardes	7,89	-	19,5	1,95
Chrysanthèmes	5,93	1,7	6,45	0,64
r-oranges	3,48	29,9	14,15	1,41
r-tomates	4,11	24,45	23,7	2,37
Milieu A	7,79	-	75,5	7,55
Milieu B	8,24	-	82,85	8,28
Milieu C	8,44	-	80,0	8,0
Milieu D	8,51	-	82,45	8,25

Le pHi enregistré pour les résidus d'oranges est inférieur à celui reporté par Giger- Reverdin *et al.* 2002 qui signalent, pour les pulpes de citron, un pHi de 5,77. Les différences constatées dans les résultats obtenus et rapportées sont dues à la méthode suivie dans la préparation de la solution des substrats à partir de laquelle le pHi est mesuré.

4-Estimation du pourcentage de dégradabilité apparente des différents résidus après 120 heures d'incubation :

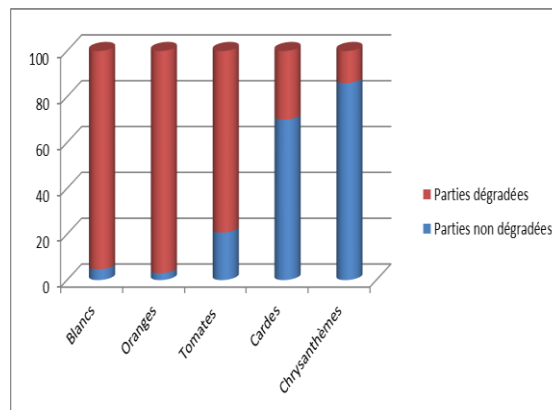


Figure 1 : Estimation de la dégradabilité apparente des différents résidus dans le milieu A

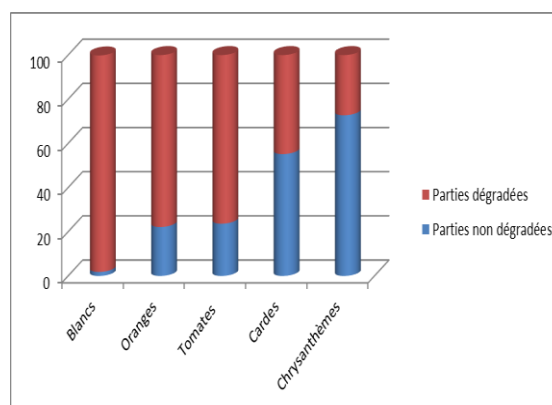


Figure 2 : Estimation de la dégradabilité apparente des différents résidus dans le milieu B

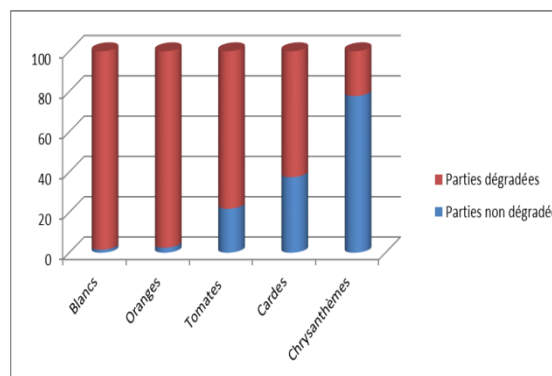


Figure 3 : Estimation de la dégradabilité apparente des différents résidus dans le milieu C

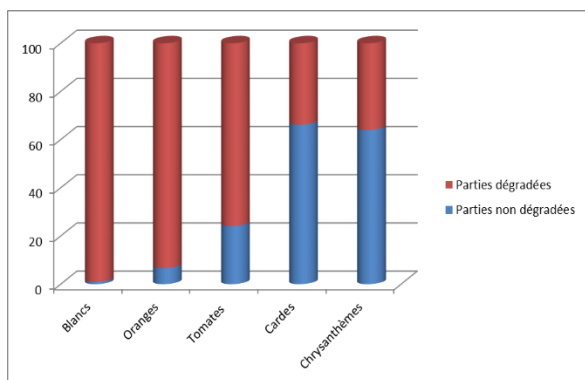


Figure 4: Estimation de la dégradabilité apparente des différents résidus dans le milieu D

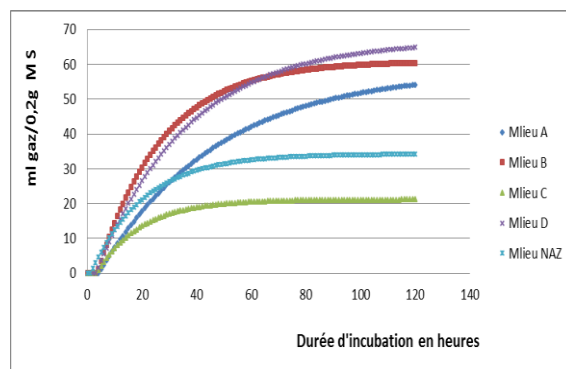


Figure 7: Cinétique de la production de gaz in vitro par les chrysanthèmes dans différents milieu

5- Mesure du pH après 120 heures d'incubation des substrats par flore ruminale bovine

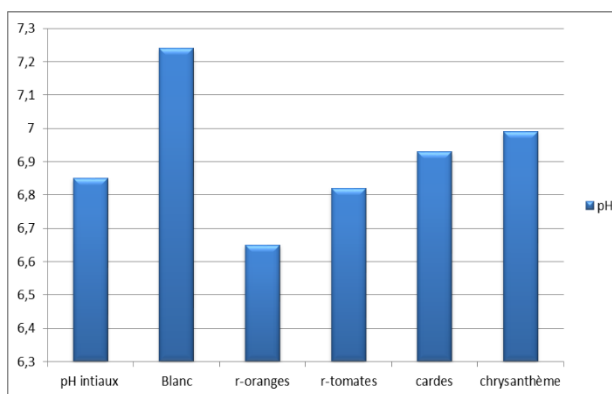


Figure 5: Variation du pH des substrats après 120 h d'incubation par la flore ruminale bovine par regroupement des milieu

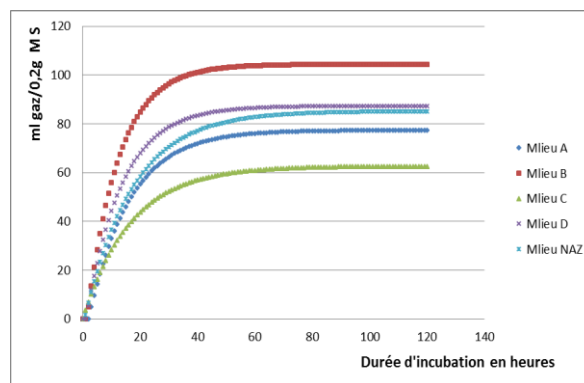


Figure 8: Cinétique de la production de gaz in vitro par les résidus de tomates dans différents milieu

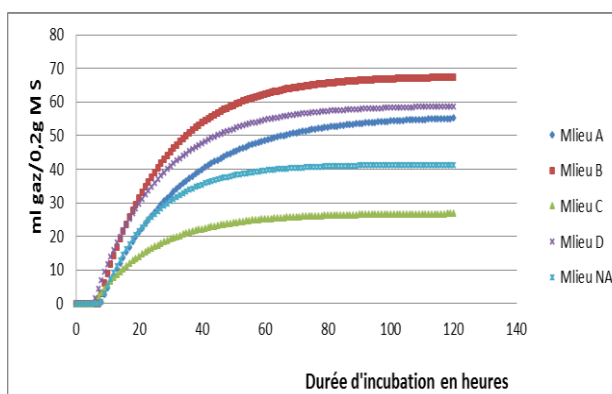


Figure 6 : Cinétique de la production de gaz in vitro par les cardes dans les différents milieu

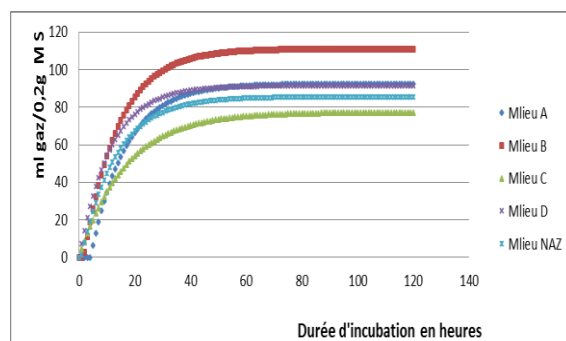


Figure 9: Cinétique de la production de gaz in vitro par les résidus d'oranges dans différents milieu

Pour chaque type de substrat le poids de la matière sèche à l'issue des 120 heures d'incubation a été mesuré. La dégradabilité apparente des substrats varie entre 14% et 97%. La valeur la plus élevée est notée pour les oranges, alors que la valeur la plus faible est en par les chrysanthèmes ces résultats sont proches a ceux rapportés par (Dakhmouche, 2011) qui enregistre la plus grande valeur pour la caséine (90,52%) et la plus faible valeur pour les chrysanthèmes 20,81%. Le pourcentage de la

dégradabilité apparente de la tomate est significativement supérieure aux cardes soit 77,40% pour la tomate et 42,79% pour les cardes

IV-Conclusion:

L'objectif principal de ce travail était d'étudier le rôle joué par la microflore ruminale bovine dans la dégradation des résidus agroalimentaires et les plantes fibreuses en présence ou en absence de sources d'azote. Les sous-produits agroalimentaires ainsi que les plantes fibreuses ont des qualités nutritionnelles appréciables mais variables. Ils offrent des possibilités d'utilisation chez plusieurs catégories de ruminants. Le principal élément nutritif des résidus agroalimentaires est constitué de sucres par rapport aux plantes fibreuses. L'observation microscopique a permis de mettre en évidence la composition bactérienne de nos inocula. Elle a montré une dominance absolue des bactéries Gram négatifs par rapport aux bactéries Gram positifs, La filtration a enrichi les inocula en bactéries Gram- en les appauvrissant en bactéries Gram+. Les différentes formes bactériennes se présentent avec des taux pratiquement similaires avant et après filtration. La valeur de la capacité tampon la plus élevée est enregistrée pour les résidus de tomates tandis que la plus faible est notée pour les résidus de chrysanthèmes. Après 120 h de fermentation, outre les quantités de gaz élevées enregistrées pour les résidus agroalimentaires, ces derniers présentent des pourcentages de dégradabilité apparente élevés. En effet, il s'avère que les résidus agroalimentaires sont activement métabolisés par la microflore ruminale bovine par rapport aux fourrages naturels fibreux. Cette situation est due probablement à leur composition chimique. De plus, les valeurs de pH enregistrées après fermentation demeurent au-dessus

de 6,4, ce qui représente une valeur optimale pour une activité microbienne maximale.

Références :

- [1] FAO, 2012. FAO stat. <http://faostat.fao.org/default.aspx> Consulté le 15 mars 2012.
- [2] Faverdin, P., 1985. Régulation de l'ingestion des vaches laitières en début de lactation. PhD, Thesis, Institut National Agronomique Paris-Grignon, Paris, France
- [3] DNPIA, 2012. Eléments de bilan du soutien public à l'élevage au Mali depuis Maputo. Document de travail. 12p.
- [4] Institut d'Economie Rurale. 1993. Reformulation du programme Production Animale. 61p.
- [5] Dubois M., Gilles K. A., Hamilton J.K., Rebers P.A., and Fred Smith (1956). Colorimetric Method for Determination of Sugars and Related Substances. Analytical Chemistry.
- [6] Giger-Reverdin S., Duvaux- Ponter., Sauvant D., Martin O., Nunes I. and Muller R. 2002. Intrinsic buffering capacity of feedstuffs. Animal Feed Science and Technology, 96 :83-102
- [7] 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. Animal Research and Development, 28 : 7-55.
- [8] Amokrane S., 2010. Etude des prétraitements microbiologiques des résidus agro- alimentaires lignocellulosiques en vue de leur valorisation en alimentation animale : Mémoire de Magistère a l'université Constantine 1
- [9] Statistical Analysis System, 1979, version 6. Cary NC. USA.
- [10] Dakhmouche, 2011. Effets de l'ajout des résidus de tomate sur la microflore ruminale de dromadaire et sur sa composition bactérienne : Master a l'Université Constantine 1