



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS TABASCO

POSTGRADO EN PRODUCCIÓN AGROALIMENTARIA EN EL TRÓPICO

**EFFECTO DE SUPLEMENTOS FERMENTADOS A BASE DE
POLLINAZA EN LA DEGRADACIÓN DEL PASTO CUBA CT-115
(*Pennisetum purpureum*)**

ERNESTO MARTÍNEZ URBINA

T E S I S

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:**

MAESTRO EN CIENCIAS

H. CARDENAS, TABASCO, MÉXICO

2014

La presente tesis, titulada: **Efecto de suplementos fermentados a base de pollinaza en la degradación del pasto Cuba CT-115 (*Pennisetum purpureum*)**, realizada por el alumno: **Ernesto Martínez Urbina**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS

POSTGRADO EN PRODUCCION AGROALIMENTARIA EN EL TROPICO

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO:



DR. JESÚS ALBERTO RAMOS JUÁREZ

ASESOR:



DR. EMILIO MANUEL ARANDA IBÁÑEZ

ASESOR:



DR. LUIS MANUEL VARGAS VILLAMIL

ASESOR:



DR. DAVID HERNÁNDEZ SÁNCHEZ

H. Cárdenas, Tabasco, a 14 de julio del 2014

Efecto de suplementos fermentados a base de pollinaza en la degradación del pasto Cuba CT-115 (*Pennisetum purpureum*)

Ernesto Martínez Urbina, MC.
Colegio de Postgraduados, 2014

Con el objetivo de conocer la degradación efectiva ruminal (DER) de suplementos a base de pollinaza y el efecto de éstos, en la DER del pasto Cuba CT-115, se utilizaron cinco bovinos machos canulados en rumen, en un diseño cuadrado latino 5 x 5, se calculó la DER mediante diferentes tasas de recambio ruminal ($k=0.03, 0.044$ y $0.05\% \text{ h}^{-1}$) según la metodología de Kristensen *et al.*, (1982), para las variables pH y nitrógeno amoniacal (N-NH₃) se utilizó medidas repetidas. Para el efecto principal de tratamientos, se realizó una prueba de comparación múltiple de medias de Tukey, la información fue procesada con ayuda del software para análisis estadístico SAS versión 9.3. Los tratamientos (T) estudiados fueron: T1: pasto Cuba CT-115; T2: T1 + pollinaza sin fermentar (PSF); T3: T1 + pollinaza fermentada (PF); T4: T1 + pollinaza con pulido de arroz fermentada (PCPAF) y T5: T1 + pollinaza con pulido de arroz sin fermentar (PCPASF). Las mayores concentraciones de N-NH₃ ($P<0.001$) se encontraron a las 3 h en los animales suplementados con PCPAF y PCPASF con 29.8 y 29.1 mg/dl, respectivamente. En todos los tratamientos y tiempo de medición, el pH ruminal fue mayor de 6. El suplemento PF tuvo el mayor porcentaje ($P<0.01$) de DER de la materia seca (DERMS), DER de la materia orgánica (DERMO) y DER de la proteína cruda (DERPC), aunque para esta última variable no hubo diferencia con el suplemento PCPAF y PCPASF. La degradación efectiva ruminal de la fibra detergente neutro (DERFDN) fue mayor ($P<0.001$) en los suplementos PSF y PF. Los suplementos estudiados no incrementaron la DERMS del pasto, sin embargo, todos incrementaron ($P<0.05$) la DERMO del pasto, sin diferencia entre ellos. Por otro lado, todos los suplementos disminuyeron ($P<0.001$) la DERPC del pasto, sin diferencia entre ellos. Los suplementos PSF y PF incrementaron ($P<0.001$) en mayor porcentaje la DERFDN del pasto, sin diferencia entre ellos. El suplemento PF fue el que incrementó en mayor porcentaje la DERFDA del pasto. La DER disminuye al incrementar la tasa de recambio ruminal. Se concluye que el suplemento pollinaza fermentada incrementa en mayor porcentaje la degradación efectiva ruminal de la fibra detergente ácida del pasto Cuba CT-115.

Palabras clave: Fermentación, pollinaza, degradación, suplementos, bovinos, pasto.

Effect of fermented supplements based on poultry manure on ct-115 Cuban grass degradation

Ernesto Martínez Urbina, MC.
Colegio de Postgraduados, 2014

In order to know the effective ruminal degradation (ERD) of manure-based supplements and their effect on the Cuba CT-115 ERD, five rumen-cannulated male cattle were used in a Latin square design 5x5. The ERD was calculated by different rumen turnover rates ($k = 0.03, 0.044$ and $0.05\% \text{ h}^{-1}$) according to the methodology of Kristensen et al., (1982). The repeated measure was used for the pH and ammonia nitrogen (N-NH₃) variables, and multiple comparison tests of Tukey was performed for main effect of treatments. The data were processed using the statistical analysis software SAS version 9.3. Treatments (T) were: T1: grazing Cuba CT-115; T2: T1 + unfermented manure (UFM); T3: T1 + fermented manure (FM); T4: T1 + manure fermented with polished rice (PFM) and T5: T1 + polished rice with chicken manure unfermented (PCUFM). The highest concentrations of NH₃-N ($P < 0.001$) was found at 3 h in supplemented animals with treatment PCUFM and PFM with 29.8 and 29.1 mg / dl, respectively. In all treatments and time of measurement, the ruminal pH was greater than 6. Supplement FM had the highest percentage ($P < 0.01$) of dry mater ERD ruminal (DMERD), organic matter ERD (OMERD) and crude protein ERD (CPERD), although for the last variable, there was no difference with PCUFM and PFM. The detergent fiber ERD (NDFERD) was higher ($P < 0.001$) in the UFM and FM supplements. The supplements studied did not increase grass DMERD, however, all increased ($P < 0.05$) grass OMERD, with no difference between them. Furthermore, all supplements decreased ($P < 0.001$) the CRERD pasture, without difference between them. The UFM and FM supplementation increased ($P < 0.001$), in a higher percentage, the grass NDFERD, without difference between them. It is concluded that the FM increase, in a higher degree, the acid detergent fiber ERD of the Cuba CT-115 grass.

Key words: fermentation, poultry manure, degradation, supplements, cattle, grass Cuba CT-115.

AGRADECIMIENTOS

Muy grandemente a **YAHAVÉ Dios**, por todas las bondades que me ha dado y entre ellos el permitirme estudiar una pequeñísima porción de su maravillosa creación.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por la beca otorgada para realizar mis estudios de maestría.

Al Colegio de Postgraduados, Campus Tabasco, por todas las facilidades otorgadas para la realización de mis estudios y la presente tesis.

A la línea prioritaria de investigación LPI-2 Agroecosistemas sustentables, por los equipos facilitados para el desarrollo de la presente investigación.

A mi consejero, Dr. Jesús Alberto Ramos Juárez, por todas las contribuciones y valioso apoyo incondicional a mi investigación, y haber depositado en mí su amistad y confianza.

Al Dr. David Hernández Sánchez, por sus valiosas observaciones a la presente tesis.

Al Dr. Emilio M. Aranda Ibáñez, por sus valiosas observaciones a la presente investigación.

Al Dr. Luis M. Vargas Villamil, por sus apreciables observaciones a la presente investigación.

Al maestro Francisco Izquierdo Reyes por su valiosa contribución en la parte estadística a la presenta investigación.

A los Doctores: Armando Guerrero Peña, Consuelo del C. Bautista Muñoz, compañeros alumnos, personal de campo y laboratorios que contribuyeron a la presente investigación.

DEDICATORIA

A mis padres: **Antonino y María Néstor**, por sus sabios y oportunos consejos, por enseñarnos el amor a la familia y el respeto a la sociedad.

A mi esposa **Yeri G.**, por su amor, comprensión y esfuerzo por salir adelante juntos y darme mi mayor ilusión, mi princesa Rubí A.

A mi pequeña **Rubí Alejandra**, por ser mi motivación y alegría, esperando le sea como un ejemplo de superación personal y profesional, formadora de hombres y mujeres de bien

A mis queridos hermanos: **Teo, Domingo, Carlos M. y José E.**, por ser personas de admiración y respeto, leales en las alegrías y en las tristezas.

Con todo respeto y admiración: los amo a todos...

La sabiduría es un espíritu que ama a los hombres, pero no dejará sin castigo al que blasfema, porque Dios conoce sus pensamientos íntimos, ve claro en su corazón y escucha en sus palabras (Sabiduría 1:6).

ÍNDICE DE CONTENIDO

I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVO GENERAL	3
2.1. Objetivos específicos.....	3
III. HIPÓTESIS	3
IV. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
4.1. Los pastos en la producción bovina en el trópico	4
4.2. Características del pasto Cuba CT-115 (<i>Pennisetum purpureum</i>)	5
4.3. Fermentación en estado sólido y líquido.....	6
4.4. Vitafert	7
4.5. Pollinaza en la alimentación de rumiantes	7
4.6. Influencia del tipo de procesamiento en la pollinaza	8
4.7. Suplementación nitrogenada	11
4.8. El estómago del rumiante.....	12
4.9. Microorganismos ruminales.....	12
4.10. Bacterias ruminales	12
4.11. Protozoarios ruminales.....	14
4.12. Hongos ruminales.....	14
4.13. Fermentación ruminal	15
4.14 Ambiente ruminal.....	15
4.15. Efecto del pH ruminal	16
4.16. Importancia del nitrógeno amoniacal (N-NH ₃) en el rumen	17
4.17. Metabolismo del nitrógeno en el rumen.....	18
4.18. Metabolismo de los carbohidratos en el rumen.....	21
4.19. Degradabilidad efectiva.....	22
4.20. Diseño de medidas repetidas	23
4.20.1. Análisis de modelos mixtos.....	23
4.20.2. Interacción entre factores	24
V. MATERIALES Y MÉTODOS	25
5.1. Localización geográfica del área de estudio.....	25
5.2. Procedimiento experimental.....	25
5.3. Manejo de los animales	26

5.4. Elaboración de alimentos	26
5.5. Elaboración del Vitafert	27
5.6. Medición de pH y amoniaco	28
5.7. Degradación <i>in situ</i> de la materia seca (DIMS)	28
5.8. Degradación <i>in situ</i> de la materia orgánica (DIMO).....	29
5.9. Degradación <i>in situ</i> de la proteína cruda (DIPC)	29
5.10. Degradación <i>in situ</i> de la fibra detergente neutro (DIFDN).....	29
5.11. Degradación <i>in situ</i> de la fibra detergente neutro (DIFDA).....	30
5.12. Degradación efectiva ruminal (DER) de los componentes de los suplementos y el pasto Cuba CT-115	30
5.13. Efectos de los suplementos en la degradación <i>in situ</i> del pasto Cuba CT-115	31
5.14. Efectos de los suplementos en la degradación efectiva ruminal del pasto Cuba CT-115	31
5.15. Determinación del consumo de materia seca del pasto, alimento y total	32
5.16. Diseño experimental y análisis estadístico.....	32
VI. RESULTADOS.....	35
6.1. Composición química de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza y del pasto Cuba CT-115	35
6.2. Índice de consumo del pasto Cuba CT-115, de los suplementos y total, en bovinos canulados en rumen.....	36
6.3. Concentración de nitrógeno amoniacal y pH en rumen de toretes alimentados con pasto y suplementados con pollinaza fermentada y no fermentada.....	37
6.4. Degradación efectiva ruminal de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza	40
6.5. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación ruminal del pasto Cuba CT-115	50
VII. DISCUSIÓN.....	60
VIII. CONCLUSIONES.....	67
IX. LITERATURA CITADA	68
X. ANEXOS.....	82

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Ingredientes usados para la elaboración de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza	27
Cuadro 2. Ingredientes utilizados para preparar el inóculo de levaduras y lactobacilos (Vitafert).....	27
Cuadro 3. Composición química (%) de los suplementos.....	35
Cuadro 4. Composición química (%) del pasto Cuba CT-115 a los 90 días de rebrote	36
Cuadro 5. Índice de consumo ¹ del pasto, de los suplementos y total, en bovinos canulados en rumen.	36
Cuadro 6. Concentración de N-NH ₃ (mg/dl) en rumen de toretes alimentados con pasto y suplementados con pollinaza fermentada y no fermentada	38
Cuadro 7. pH en rumen de toretes alimentados con pasto y suplementados con pollinaza fermentada y no fermentada.....	39
Cuadro 8. Degradación efectiva ruminal (%) de la materia seca de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza con diferentes tasa de recambio ruminal	41
Cuadro 9. Degradación <i>in situ</i> de la materia seca de los alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados	42
Cuadro 10. Degradación efectiva ruminal (%) de la materia orgánica de los alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados con diferentes tasa de recambio ruminal	42
Cuadro 11. Degradación <i>in situ</i> de la materia orgánica de los alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados	44
Cuadro 12. Degradación efectiva ruminal (%) de la proteína cruda de los alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados	44
Cuadro 13. Degradación <i>in situ</i> de la proteína cruda de los alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados	45
Cuadro 14. Degradación efectiva ruminal (%) de la fibra detergente neutro de los alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados.....	46
Cuadro 15. Degradación <i>in situ</i> de la fibra detergente neutro de los alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados	47
Cuadro 16. Degradación efectiva ruminal (%) de la fibra detergente ácida de los alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados.....	48
Cuadro 17. Degradación <i>in situ</i> de la fibra detergente ácida de los suplementos a base de pollinaza fermentados y no fermentados	49

Cuadro 18. Degradación efectiva ruminal (%) de los componentes del pasto Cuba CT-115 a diferentes tasas de recambio ruminal	49
Cuadro 19. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación efectiva ruminal (%) de la materia seca del pasto Cuba CT-115.....	50
Cuadro 20. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación <i>in situ</i> (%) de la materia seca del pasto Cuba CT-115.....	51
Cuadro 21. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación efectiva ruminal (%) de la materia orgánica del pasto Cuba CT-115.....	52
Cuadro 22. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación <i>in situ</i> (%) de la materia orgánica del pasto Cuba CT-115	53
Cuadro 23. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación efectiva ruminal (%) de la proteína cruda del pasto Cuba CT-115.....	54
Cuadro 24. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación <i>in situ</i> (%) de la proteína cruda del pasto Cuba CT-115.....	55
Cuadro 25. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación efectiva ruminal de la fibra detergente neutro del pasto Cuba CT-115	56
Cuadro 26. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación <i>in situ</i> (%) de la fibra detergente neutra del pasto Cuba CT-115.....	57
Cuadro 27. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación efectiva ruminal (%) de la fibra detergente acida del pasto Cuba CT-115	58
Cuadro 28. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación <i>in situ</i> (%) de la fibra detergente acida del pasto Cuba CT-115	59

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Representación esquemática de la degradación de la proteína y producción de ácidos grasos volátiles. (Tomado de Bach, 2005)	19
Figura 2. Localización del Campo Experimental Colegio de Postgraduados, Campus Tabasco	25
Figura 3. Concentración de N-NH ₃ (mg/dl) en líquido ruminal de toretes alimentados con pasto y suplementados con pollinaza fermentada y no fermentada.....	37
Figura 4. pH en líquido ruminal de toretes alimentados con pasto y suplementados con pollinaza fermentada y no fermentada.....	40
Figura 5. Degradación <i>in situ</i> de la materia seca de alimentos fermentados a base de pollinaza fermentados y no fermentados	41
Figura 6. Degradación <i>in situ</i> de la materia orgánica de alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados	43
Figura 7. Degradación <i>in situ</i> de la proteína cruda de alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados	45
Figura 8. Degradación <i>in situ</i> de la fibra detergente neutro de alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados	47
Figura 9. Degradación <i>in situ</i> de la fibra detergente ácida de los suplementos a base de pollinaza fermentados y no fermentados	48
Figura 10. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación <i>in situ</i> de la materia seca del pasto Cuba CT-115	51
Figura 11. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación <i>in situ</i> de la materia orgánica del pasto Cuba CT-115	53
Figura 12. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación <i>in situ</i> de la proteína cruda del pasto Cuba CT-115	55
Figura 13. Efecto de los alimentos fermentados a base de pollinaza en la degradación <i>in situ</i> de la fibra detergente neutro del pasto Cuba CT-115.....	57
Figura 14. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación <i>in situ</i> de la fibra detergente ácida del pasto Cuba CT-115.....	59

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Tabla de ANOVA de la concentración de amoníaco ruminal	82
Anexo 2. Tabla de ANOVA del pH ruminal.....	82
Anexo 3. Tabla de ANOVA de la degradación <i>in situ</i> de la materia seca de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza.....	82
Anexo 4. Tabla de ANOVA de la degradación <i>in situ</i> de la materia orgánica de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza	82
Anexo 5. Tabla de ANOVA de la degradación <i>in situ</i> de la proteína cruda de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza.....	82
Anexo 6. Tabla de ANOVA de la degradación <i>in situ</i> de la fibra detergente neutro de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza	83
Anexo 7. Tabla de ANOVA de la degradación <i>in situ</i> de la fibra detergente ácida de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza	83
Anexo 8. Tabla de ANOVA del efecto de los alimentos fermentados y no fermentados en la degradación <i>in situ</i> de la materia seca del pasto.....	83
Anexo 9. Tabla de ANOVA del efecto de los alimentos fermentados y no fermentados en la degradación <i>in situ</i> de la materia orgánica del pasto.....	83
Anexo 10. Tabla de ANOVA del efecto de los alimentos fermentados y no fermentados en la degradación <i>in situ</i> de la proteína cruda del pasto.....	83
Anexo 11. Tabla de ANOVA del efecto de los alimentos fermentados y no fermentados en la degradación <i>in situ</i> de la fibra detergente neutro del pasto	84
Anexo 12. Tabla de ANOVA del efecto de los alimentos fermentados y no fermentados en la degradación <i>in situ</i> de la fibra detergente ácida del pasto	84

ABREVIATURAS USADAS

%: porcentaje	DIFDN: degradación <i>in situ</i> de la fibra detergente neutro del pasto
°C: grados centígrados	DIMO: degradación <i>in situ</i> de la materia orgánica
AGV: ácidos grasos volátiles	DIMS: degradación <i>in situ</i> de la materia seca
ATP: adenosina trifosfato	DIPC: degradación <i>in situ</i> de la proteína cruda
CH ₄ : metano	dl: decilitros
CO ₂ : bióxido de carbono	FDA: fibra detergente ácido
d: día	FDN: fibra detergente neutro
DER: degradación efectiva ruminal	FES: fermentación en estado sólido
DERFDA: degradación efectiva ruminal de la fibra detergente ácido	FLS: fermentación líquida sumergida
DERFDN: degradación efectiva ruminal de la fibra detergente neutro	g: gramos
DERMO: degradación efectiva ruminal de la materia orgánica	GDP: ganancia diaria de peso
DERMS: degradación efectiva ruminal de la materia seca	h: hora
DERPC: degradación efectiva ruminal de la proteína cruda	H ₂ : hidrogeno
DIFDA: degradación <i>in situ</i> de la fibra detergente ácido	k: tasa de recambio ruminal
DIFDN: degradación <i>in situ</i> de la fibra detergente neutro	kg: kilo gramos
	mg: miligramos
	mm: milímetros
	MO: materia orgánica

MS: materia seca

msnm: metros sobre el nivel del mar

N: nitrógeno

NH₃: amoníaco

NH₄: amonio

N-NH₃: nitrógeno amoniacal

NNP: nitrógeno no proteínico

PC: proteína cruda

PCPAF: pollinaza con pulido de arroz fermentada

PCPASF: pollinaza con pulido de arroz sin fermentar

PF: pollinaza fermentada

pH: potencial de iones de hidrógeno

PSF: pollinaza sin fermentar

UFC: unidades formadoras de colonias

I. INTRODUCCIÓN

Los pastos constituyen el principal recurso de alimentación bovina en las regiones tropicales; sin embargo, presentan variaciones temporales de producción y calidad, asociadas a factores inherente de la planta, ambientales y de manejo (Pirela, 2005; Peruchena, 2012).

El bajo contenido de proteína cruda (PC), los altos contenidos de paredes celulares y su baja digestibilidad de la materia seca (DMS), la alta degradabilidad de los componentes nitrogenados y la baja concentración de energía metabolizable en las gramíneas tropicales, limitan la actividad microbiana en rumen, el consumo voluntario y la producción animal (Pirela, 2005; Ku-Vera *et al.*, 2013). Estos pastos pueden ser utilizados más eficiente cuando son suplementados cada uno de los requerimientos bacterianos de energía, constituyentes proteínicos esenciales, amoníaco y minerales (Peruchena, 2003; Galina y Puga, 2005) maximizando la celulolisis y degradación ruminal, el consumo voluntario y la ganancia diaria de peso o producción de leche.

No obstante, los suplementos no siempre están al alcance de los pequeños productores debido a su alto costo en el mercado, por estar elaborados principalmente a base de granos (Betancourt y Caraballo, 2005), lo cual hace necesaria la búsqueda de alternativas de alimentación económicamente factible, que incluyan subproductos agroindustriales que incrementen la producción, con menos dependencia de recursos externos (Ramos, 2005).

La pollinaza, ha sido incorporado en la alimentación de bovinos debido a su alto contenido de PC, en su mayoría, en forma de nitrógeno no proteínico (NNP) y minerales (Mora-Jaime *et al.*, 2002); sin embargo, la presencia de residuos de productos veterinarios y alta carga de microorganismos patógenos que contiene, puede representar un riesgo en la salud pública, además, los metales pesados presentes puede afectar la salud delos animales que la consumen (Castellanos *et al.*, 2002; Roach *et al.*, 2009).

La fermentación puede mejorar el contenido nutritivo de los alimentos, el balance de aminoácidos, la digestibilidad de las materias primas utilizadas, además, proporcionar más micronutrientes y degradar factores anti nutritivos (Pedraza 1995; FAO, 1998). Al respecto, estudios que involucran procesos de fermentación líquida sumergida (FLS) y en estado sólido

(FES) aplicados a la pollinaza han mostrados resultados favorables para solucionar en parte, las limitantes que este subproducto presenta, incrementando su valor nutricional, eliminando los malos olores, las coccidias y salmonella (Ramos *et al.*, 2013).

Las fuentes de nitrógeno no proteínico (NNP) como la urea, son empleados frecuentemente en dietas para cubrir los requerimientos de nitrógeno (N) a nivel ruminal. El nitrógeno amoniacal (N-NH₃) es esencial para la síntesis de proteína microbiana y debe estar en una concentración óptima entre 5.6 y 10 mg/100 ml de líquido ruminal para que esta actividad se realice (Van Soest, 1994).

Los alimentos obtenidos por fermentación líquida sumergida (FLS) y fermentación en estado sólido (FES) representan una alternativa viable y económica para incrementar el uso de los recursos fibrosos de baja calidad y por ende la producción de carne y leche. En base a lo anterior se planteó el siguiente objetivo:

II. OBJETIVO GENERAL

Conocer el efecto de los suplementos fermentados a base de pollinaza en la degradación ruminal.

2.1. Objetivos específicos

1. Conocer la degradación ruminal *in situ* de los suplementos fermentados a base de pollinaza.
2. Conocer el efecto de los suplementos fermentados a base de pollinaza en la degradación ruminal *in situ* del pasto Cuba CT-115.
3. Conocer la degradación efectiva ruminal de los suplementos fermentados a base de pollinaza.
4. Conocer el efecto de los suplementos fermentados a base de pollinaza en la degradación efectiva ruminal del pasto Cuba CT-115.

III. HIPÓTESIS

El proceso de fermentación en los suplementos a base de pollinaza mejora la degradación ruminal *in situ* y efectiva de la materia seca y fibra del pasto Cuba CT-115.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. Los pastos en la producción bovina en el trópico

En México, el sistema de producción bovina de doble propósito (carne y leche) es predominante en los trópicos húmedos y sub húmedos, por lo que, estas regiones han sido el área de preferencia para la expansión ganadera (Carranza-Montaño *et al.*, 2002; Améndola, 2005). Ésta actividad se basa en la utilización de pastos nativos (*Paspalum spp* y *Axonopus spp.*) e introducidos (*Panicum*, *Brachiaria*, *Cynodon*, *Digitaria*, *Pennisetum*, *Hiparrhenia* y *Cenchrus*), como fuente principal de alimentación (Gómez, 2003; Santos *et al.*, 2009).

Las variaciones temporales de producción y calidad de las gramíneas tropicales están determinadas por la interacción de factores propios de la planta y condiciones ambientales a las cuales están expuestas (Pirela, 2005; Ku-Vera *et al.*, 2013). Según Herrera (2004), la producción de pastos depende de la eficiencia de conversión del CO₂ atmosférico, nutrientes y humedad de los suelos y la radiación utilizada para el proceso de fotosíntesis.

El crecimiento y producción de los pastos está regulado por la vía metabólica utilizada para llevar a cabo la fotosíntesis (Herrera, 2004). Según Hernández (2002) la mayoría de las gramíneas tropicales presentan la vía fotosintética C₄, a diferencia de las gramíneas y leguminosas de regiones templadas que son portadoras de la vía fotosintética C₃.

Las plantas C₃ fijan el CO₂ mediante el ciclo de Calvin, que se lleva a cabo en las células del mesófilo. Las hojas de las plantas C₄ contienen dos tipos de células fotosintéticas, que presentan diferentes organizaciones bioquímica y estructural. La fijación del CO₂ en las plantas C₄, primero se realiza en las células del mesófilo y posteriormente, en las células túnico-vasculares. A pesar de que las plantas C₄ requieren dos ATP adicionales para sintetizar una unidad de hexosa con relación a las plantas C₃, pueden sintetizar hexosas más eficiente por unidad de superficie de hoja y crecer más rápido, debido a la elevada afinidad de la enzima fosfoenol piruvato-carboxilasa por el CO₂, lo cual le permite captar el CO₂ con gran eficiencia, mientras que la enzima ribulosa difosfato-carboxilasa de la ruta C₃, aunque es abundante en la célula, muestra una baja afinidad por el CO₂ (UNNE, 2012). Sin embargo, este alto potencial de crecimiento no está en correspondencia con la producción animal que se alcanza en las

zonas tropicales, cuyas razones están determinadas por las características anatómicas y morfológicas en los pastos que los hacen menos digestible debido a la cantidad y configuración de los carbohidratos estructurales, entre otros factores.

Las plantas C₄ tienen mayor cantidad de tejido vascular y esclerénquima en sus hojas, los cuales están rodeados por una doble capa de células con paredes gruesas y sub-erizadas, que las hacen más resistentes al rompimiento mecánico y al ataque microbiano, además, tienen menos células del mesófilo, las cuales son más digestibles (Del Pozo, 2004).

Las altas temperaturas, radiación solar, precipitación y humedad relativa del aire, típicos de las regiones tropicales, favorecen la alta producción de pasto, pero también el rápido envejecimiento y lignificación, por lo cual, se produce un pasto de menor calidad nutricional al poseer baja digestibilidad debido al alto contenido de fibra (Del pozo, 2004). Los principales efectos de la baja digestibilidad son la disminución del consumo voluntario y la fermentación ruminal, por lo que la disponibilidad de energía y proteína en el rumiante, se ve limitada y por ende, la producción de carne o leche (Ku-Vera *et al.*, 2013).

4.2. Características del pasto Cuba CT-115 (*Pennisetum purpureum*)

Es una planta forrajera obtenida en el Instituto de Ciencia Animal de Cuba por Martínez *et al.* (1986) a partir de callos embriogénicos provenientes de conos apicales de King grass (*Pennisetum purpureum*) mediante cultivo de tejidos. En las condiciones donde se desarrolló este pasto, a los 60 días de rebrote y fertilizado con 50kg de N/ha y sin riego, presenta contenidos de PC alrededor del 14.25% en la parte foliar y 7.06% en tallos, como planta completa o integral (tallo y hoja) 11.38% (Valenciaga *et al.*, 2002), posee alto contenido de azúcares, tiene apreciable rendimiento de biomasa, responde con un buen rebrote y ahijamiento, y es resistente al pastoreo (Martínez, 2001).

Este mismo pasto fue evaluado en condiciones de trópico húmedo en Tabasco, México por De Dios (2012) y reportó valores de producción de biomasa seca a los 90 días (d) de rebrote de 9.26, 24.18 y 11.30 t/ha, en un suelo cambisol durante la época de secas, lluvias y nortes, respectivamente, con altura promedio de 1.53 m y contenido de materia seca (MS) de 24.49%, a su vez reportó que el contenido de PC fue de 15.74% a los 30 d de rebrote, el cual disminuyó conforme se incrementó los días de rebrote, encontrándose valores de 10.7% de PC a los 90 d.

La influencia de las épocas en este pasto fue evidente, reportó valores de PC para la época de secas de 12.48% y 7.47% a los 30 y 90 d de rebrote, respectivamente. También reportó valores de degradación de MS a las 24 h de incubación ruminal en la épocas de secas, lluvias y norte a los 30 d de rebrote de 48.45, 51.31 y 48.59%, respectivamente y valores de 42.87, 37.01 y 41.23% a los 90 d de rebrote, en las mismas épocas.

4.3. Fermentación en estado sólido y líquido

La fermentación es un proceso durante el cual las enzimas microbianas (producidas por hongos, bacterias y levaduras) transforman una sustancia orgánica (generalmente carbohidratos) en otra utilizable, mediante procesos metabólicos (FAO, 2009); durante el proceso, las enzimas microbianas participan en reacciones de óxido-reducción del cual el organismo productor obtiene energía (ATP) suficiente para su metabolismo, además, liberan al medio bióxido de carbono (CO_2), amonio (NH_4), nitrógeno (N) y agua (H_2O) cuando la fermentación es aeróbica y metano (CH_4), CO_2 , amoníaco (NH_3), ácido sulfhídrico (SH_2) y N e hidrogeno (H_2) cuando la fermentación es anaeróbica (Reyes *et al.*, 2008).

Los procesos de fermentativos se pueden dividir en fermentación en estado sólido (FES) y fermentación líquida sumergida (FLS), la mayor diferencia entre estos procesos, es la cantidad de agua libre en el sustrato. En la FLS, la cantidad sólida, pocas veces es mayor de 50 g/l y en la FES varía entre 20 a 70% del peso total (Mitchell *et al.*, 2002).

Pandey *et al.* (2001) y Krishna (2005), mencionan que existen factores físicos, químicos y ambientales que afectan la síntesis de proteína microbiana en los procesos de FES tales como: actividad de agua, temperatura, pH, sustrato, cepa, tamaño de partícula, aireación, entre otros.

Se tienen registro de la utilización de los procesos de FES y FLS en la obtención de alimento para consumo animal desde la década de los 90, utilizando la caña de azúcar como principal sustrato: Saccharina, Sacchamaíz y Vitafert (Elías *et al.*, 1990), Bagarip (Pedraza *et al.*, 1995), Miel proteica y caña fermentada + excreta vacuna (Carrasco *et al.*, 1996; Arguden *et al.*, 1996), Bagazo biofermentado (Valiño, 1999), Sacchayuca (Rodríguez, 2005), Sacchacítrico, Sacchasorgo y Sacchapulido (Ramos, 2006) y Pollinaza fermentada (Calderón y Elías., 2006).

4.4. Vitafert

El Vitafert es un producto biológico obtenido por FLS, compuesto por bacterias lácticas, levaduras y sus metabolitos que funcionan como probiótico, capaces de producir cantidades apreciables de ácidos orgánicos de cadena corta (láctico, acético, propiónico, succínico y pirúvico), vitaminas y enzimas, elaborado a partir de yogurt, melaza, agua y otros ingredientes (Elías *et al.*, 1990). Es un activador de la fermentación que estimula la producción de ácidos orgánicos, disminuye el pH, incrementa y estabiliza la proteína, aumenta la digestibilidad de la materia seca y disminuye las fracciones de la pared celular de la materia prima alimentaria sometida a su acción (Elías y Herrera, 2013 en prensa).

4.5. Pollinaza en la alimentación de rumiantes

La pollinaza es el excremento de aves de engorda mezclado con desperdicio de alimento, plumas, orines y materiales usados como cama; paja o subproductos de origen vegetal secos (NOM-044-ZOO, 2006).

En México, la avicultura ha representado el complejo más dinámico y en crecimiento del sector pecuario en los últimos 10 años, con poblaciones de aves para carne de 259, 372, 036 de cabezas en el año 2003 y 324, 686, 737 cabezas en el 2011 (SIAP, 2012). Según García (2008), el volumen de pollinaza por cada pollo producido oscila entre 0.7 a 0.8 kilogramos de materia seca (MS), o bien, 0.55 kg por kilogramo de pollo. Tomando en consideración el primer parámetro, la producción de pollinaza en el 2011 fue de 259,749.39 toneladas de MS.

La importancia del empleo de la pollinaza en la alimentación de rumiantes radica en su alto contenido de proteína y minerales, que puede corregir las deficiencias nutricionales que los pastos y otros recursos fibrosos presentan, ya sea como suplemento o por su incorporación en la elaboración de alimentos para bovinos en crecimiento y finalización (Tobía y Vargas, 2000; Castellanos y Murguía, 2002 y Ríos *et al.*, 2005 y Calderón y Elías., 2006).

May (2011), reportó ganancias diarias de peso (GDP) de 0.780 y 0.811 kg en toretes en pastoreo suplementados con pollinaza sin fermentar y pollinaza fermentada, no encontró diferencias entre los suplementos. Por otro lado Duarte *et al.* (1996) incluyeron niveles de pollinaza (15, 25 y 35%) en dietas integrales a base de granos de sorgo, para alimentar toretes

estabulados y encontraron GDP de 1.28, 1.19 y 0.99 kg/animal/d, respectivamente. Tobía *et al.*, (2001) incluyeron dos niveles de pollinaza (24 y 25 %) en dietas integrales, para alimentar toretes de engorde y reportaron GDP de 0.70 y .78 kg/a/d, respectivamente. Al respecto, Mora *et al.* (2002) incluyeron niveles de pollinaza (0,5 y 30%) en dietas integrales a base de granos y heno de sorgo, para alimentar toretes en crecimiento y reportaron GDP de 1.17, 1.27 y 1.17 kg/animal/d, respectivamente.

Calderón y Elías (2006), midieron el efecto de la pollinaza fermentada en el comportamiento productivo de ovinos en crecimiento-ceba, encontrando incrementos en la ganancia media diaria de 103 y 113 g, los incrementos fueron en el orden de 43 g/d con respecto a los animales que no se le suplemento este alimento.

Por otra parte, la pollinaza presenta desventajas al contener residuos químicos, medicamentos veterinarios y una alta carga de microorganismos patógenos (*E. coli sp.*, *Salmonella sp.*, y *coccidias*) procedentes del tracto gastrointestinal de las aves (Roach *et al.*, 2009), que pueden parasitar al animal que la consume, además puede convertirse en sustrato para crecimiento, proliferación y/o diseminación de plagas y enfermedades de importancia sanitaria humana y animal (Castellanos y Murguía., 2002; Calderón y Elías, 2006).

Ante el riesgo sanitario de importancia en salud pública y animal, la Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación mediante la Norma Oficial Mexica (NOM-044-ZOO-1995 modificada en 2006), y otros organismos internacionales como el Ministerio de Agricultura y Ganadería de Cuba, han decretado que la pollinaza, sola o mezclada con otros materiales deben ser tratadas mediante procesos físicos, químicos y/o biológicos o la combinación de ellos, para poder ser movilizadada y utilizada como mejorador del suelo, fertilizante o incorporado en la alimentación de rumiantes (MAG, 2003; NOM-044-ZOO-2006).

4.6. Influencia del tipo de procesamiento en la pollinaza

En respuesta al crecimiento de la industria avícola con el consecuente incremento en los volúmenes de pollinaza y ante la necesidad de disminuir la contaminación ambiental que puedan ocasionar estos subproductos, se han realizado diversos estudios encaminados hacia la

incorporación de la pollinaza en la alimentación animal (rumiantes) de manera que se disminuya en gran parte o totalmente las desventajas que esta presenta.

Al respecto Fontenot *et al.* (1999), mencionaron que cuando las excretas de aves se utilizan en la alimentación animal, es necesario procesarla para destruir los microorganismos patógenos que contiene, y de esta forma, mejorar las características de manejo y almacenamiento, además de incrementar su palatabilidad.

Castellanos *et al.* (2000), al estudiar el efecto del deshidratado en el valor nutritivo de la pollinaza fresca y la presencia de microorganismos, encontraron disminución significativa en el contenido de humedad, proteína cruda y el número de bacterias; en ésta última la eliminación de mesófilo aeróbicos, coliformes totales y coliformes fecales fue del 63.4, 98.7 y 96.0% respectivamente. La disminución de las bacterias lo atribuyeron a la reducción de actividad de agua; sin embargo, la temperatura no eliminó la presencia de hongos.

Por otro lado, Castellanos *et al.* (2002) estudiaron el contenido de microorganismos en un alimento balanceado a base de pollinaza deshidratada a 80 °C en función del tiempo de almacenamiento y reportaron que la presencia de microorganismos aumentó a los 28 días de almacenamiento; este incremento de microorganismo fue en el orden de 4.19 veces para mesófilos aeróbicos, 3.8 veces para coliformes totales y 8.96 veces para coliformes fecales, en comparación con el tiempo cero de almacenaje.

Por su parte Calderón y Elías (2006), al analizar microbiológicamente la pollinaza inoculada con Vitafert (inoculo rico en levaduras y lactobacilos y otros nutrientes, obtenido por FLS) encontró que la concentración de bacterias totales, hongos totales y coliformes totales presentes en la pollinaza fresca disminuyó, mediante FES. Los valores encontrados fueron inferiores a los límites permisibles en la elaboración de alimentos en Cuba. Al respecto Arias (2010), al estudiar el efecto de diferentes niveles de Vitafert y melaza en la pollinaza mediante fermentación aeróbica de 24 h, encontró incrementos en el contenido de PC y proteína verdadera, mayor población de bacterias lácticas y disminución del número de ooquistes y bacterias totales.

Al respecto, Ramos *et al.* (2013) al estudiar el efecto del tiempo de FES de la mezcla de pollinaza, melaza y Vitafert en poblaciones del género *Enterobacteriaceae* indeseables e indicadores nutricionales, encontraron que la concentración de ácido láctico, nitrógeno amoniacal y degradación de la materia seca se incrementó con el tiempo de fermentación, además, la presencia de bacterias aeróbicas y *Escherichia coli* disminuyó a partir del día 5 de fermentación, y a los 10 d de fermentación no se encontró *E. coli*.

Es notoria la influencia de los procesos de fermentación (FLS y FES) en la mejora de las características de indicadores nutricionales (balance de aminoácidos, digestibilidad de la materia prima utilizada, micronutrientes y degradación de factores anti nutritivos, entre otros) y la disminución de las poblaciones del genero *Enterobacteriaceae* en la pollinaza (FAO, 1998; Calderón y Elías, 2006 y Ramos *et al.*, 2013), además de la disminución de los olores que éstas emiten producto de la descomposición del amoniaco, metano, bióxido de carbono y sulfuros de hidrógenos (Pacheco *et al.*, 1997).

La disminución de la *Salmonella sp.* Y *E. coli*, por la acción de ácidos orgánicos, particularmente ácido láctico (Hyden, 2001), está relacionada a que los ácidos orgánicos ejercen en los microorganismos dos tipos de efectos distintos, pero estrechamente relacionados; existe un efecto antimicrobiano debido a la acidez del medio y segundo que hay un efecto específico debido a la forma no disociada de estos ácidos. En este sentido, todo microorganismo necesita de un pH óptimo para crecer, existiendo un intervalo fuera del cual deprime su crecimiento o muere (Pandey *et al.*, 2000). Otros autores han referido la influencia de las bacterias ácidos lácticas, aisladas a partir de productos lácteos, como agentes antimicrobianos (Carrasco *et al.*, 2002; Martín del Campo *et al.*, 2008).

La forma no disociada de los ácidos orgánicos, posee mayor efecto inhibitorio en el crecimiento microbiano debido a su capacidad de atravesar la membrana plasmática por difusión pasiva. Esto es posible gracias a su característica molecular de menor tamaño y naturaleza hidrofobia. Los ácidos orgánicos dentro de la célula se disocian, modificando el pH intracelular (normalmente es neutro o cercano a este), afectando el gradiente de protones y de carga con el exterior, además interfiere con los sistemas de transporte de aminoácidos y fosfatos. En contraparte, la bacteria pone en marcha un sistema de defensa que le resulta en un

gasto excesivo de energía en forma de ATP (adenosina trifosfato) y esta muere (Hazan *et al.*, 2004; Shiva, 2007).

4.7. Suplementación nitrogenada

Se conoce que la baja calidad nutricional de las gramíneas tropicales afecta la actividad microbiana en rumen, originando reducción en el consumo voluntario y ganancia diaria de peso o producción de leche (Kucseva y Balbuena, 2003; Obispo, 2005; Ku-Vera *et al.*, 2013).

Al respecto, el uso alternativo de alimentación suplementaria, como el uso de leguminosas forrajeras y alimentos elaborados a base de residuos de cosecha y subproductos agroindustriales, que incluyen fuentes de N degradables en rumen (Pérez y Pizarro, 2005; Ramos *et al.*, 2006) han permitido incrementar la producción bovina en pastoreo.

Las fuentes de NNP como la urea, son usadas frecuentemente en dietas para cubrir los requerimientos de nitrógeno a nivel ruminal, sin embargo, su uso requiere del conocimiento de los efectos que ésta pueda causar cuando es suministrada en exceso, afectando el consumo voluntario de alimentos, e incluso, en concentraciones elevadas puede intoxicar al animal y provocar su muerte.

Los microorganismos ruminales utilizan el nitrógeno en dependencia de su degradabilidad, relacionada principalmente con su solubilidad y del contenido de compuestos NNP de la dieta, así como el nitrógeno reciclado en el rumen en forma de urea y otros compuestos, para la síntesis de proteína microbiana (Griswold *et al.*, 2003).

La suplementación adecuada y continua de nitrógeno degradable en rumen, contribuye a mejorar la utilización de los recursos fibrosos de baja calidad (Puga *et al.*, 2000; Obispo, 2005), debido a incrementos en la eficiencia fermentativa a nivel ruminal del sustrato, al satisfacer los requerimientos de nitrógeno, aminoácidos y cadenas carbonadas que los microorganismos necesitan para la producción de energía y proteína microbiana. Aunado a lo anterior se satisface también los requerimientos de proteína del hospedero, al haber mayor producción de proteína microbiana y de sobre paso (Elías 2000; Marshall *et al.*, 2002).

4.8. El estómago del rumiante

El estómago del rumiante está constituido por cuatro compartimientos denominados, retículo, rumen, omaso y abomaso, y representa entre el 70 a 75% del contenido total del sistema digestivo y del 50 a 60% de su volumen. Generalmente se considera al rumen y retículo como una sola unidad funcional, la cual recibe el nombre de complejo retículo-rumen (Contreras y Noro, 2010), el último compartimiento capaz de producir enzimas digestivas para degradar alimento es el abomaso (Galindo *et al.*, 2005).

El retículo-rumen, también se le considera cámara fermentativa, el cual es un sistema complejo que constituye un medio muy favorable para el crecimiento y proliferación de determinados microorganismos que en él habitan, característica que hace de los rumiantes un mamífero especializado en consumir material vegetal fibroso como fuente principal de alimentación (Hart *et al.*, 2008).

4.9. Microorganismos ruminales

La mayoría de los microorganismos ruminales son anaerobios estrictos, siendo las bacterias las que forman la mayor parte de la población microbiana, existe un máximo de 40% de protozoarios y menos del 8% de hongos (Ørskov, 1992; Reyes *et al.*, 2008). Según Fébel y Fekete (1996), la concentración de microorganismo en el rumen varía según la dieta que consuman los animales.

4.10. Bacterias ruminales

En condiciones normales de alimentación, la concentración de bacterias en rumen es de 10^{10} a 10^{11} células/ml de contenido ruminal y se encuentran una gran variedad de género y especies, de las cuales 16 géneros y 28 especies se consideran de importancia en término de número, y se agrupan de acuerdo a su actividad (Kamra, 2005; Reyes *et al.*, 2008).

Según González (2002), la mayoría de las bacterias presentes en el rumen son anaerobias estrictas, Gram negativas, observándose bacilos, cocos, cocobacilos, espiroquetas y esporoformes, siendo, las principales responsables de la fermentación ruminal. Las bacterias ruminales se pueden clasificar en función del sustrato que utilizan, de los productos formados o de sus requerimientos nutricionales (Yokohama y Johnson, 1988).

Clasificación de los principales grupos de bacterias según el tipo de sustrato que utilizan (González, 2002):

- Especies celulolíticas

Son bacterias que producen el complejo de enzimas celulasas, que hidroliza la celulosa, aunque también pueden hidrolizar hemicelulosa, además pueden utilizar la celobiosa, un disacárido que contiene enlace β 1-4, algunas de estas bacterias son: *Fibrobacter succinogenes*, *Ruminococcus flavefaciens*, *Ruminococcus albus* y *Butyrivibrio fibrisolvens*.

- Especies hemicelulolíticas

Son bacterias capaces de hidrolizar la hemicelulosa, este compuesto se diferencia de la celulosa por contener pentosa, además de hexosas entre los azúcares que forman molécula, algunas de estas bacterias son: *Butyrivibrio fibrisolvens*, *Prevotella ruminicola*, *Ruminococcus sp.*

- Especies amilolíticas

Este grupo incluye aquellas bacterias que hidrolizan y digieren el almidón, algunas bacterias amilolíticas son, también, celulolíticas como *Clostridium lockheadii*, algunas cepas de *Fibrobacter succinogenes*, y *Butyrivibrio fibrisolvens*. Existen algunas bacterias no celulolíticas que digieren el almidón como el *Estreptococos bovis*, *Bacteroides ruminicola*, *Succinomonas amylolytica*, *Bacteroides amylophilus*, *Espiroquetas del genero Treponema* y *Peptostreptococcus elsdenii*.

- Especies pectinolíticas

Son bacterias capaces de fermentar la pectina, algunos grupos de bacterias celulolíticas son: *Butyrivibrio fibrisolvens* y *Fibrobacter succinogenes*. Otros grupos microbianos que intervienen en el proceso son: *Treponema saccharophilum*, *Prevotella ruminicola*, *Lachnospira multiparus*, *Succinivibrio dextrinosolvens* y *Streptococcus bovis*.

- Especies proteolíticas

Son aquellas bacterias que hidrolizan las proteínas tales como: *Ruminobacter amylophilus*, *Prevotella ruminicola*, *Butyrivibrio fibrisolvens* y *Streptococcus bovis*.

- Especies utilizadoras de azúcares y ácidos

Existen especies de bacterias que utilizan los azúcares: *Treponema Bryantii*, *Lactobacillos vitulinus*, *Lactobacillos ruminus*, así como especies que utilizan los ácidos *Megasphaera elsdenii*, *Selenomonas ruminantium*.

Principales especies de bacterias productora de metano, amoniaco y con actividad ureasas (Yokohama y Johnson, 1988): productoras de metano, *Methanobrevibacter ruminantium*, *Methanobacterium formicicum* y *Methanomicrobium mobile*, bacterias productoras de amoniaco: *Prevotella ruminicola*, *Megasphaera elsdenii* y *Selenomonas ruminantium* y especies ureolíticas: *Succinivibrio dextrinosolvens*, *Selenomonas sp.* *Prevotella ruminicola*, *Ruminicoccus bromii*, *Butyrivibrio sp.*, y *Treponema sp.*

4.11. Protozoarios ruminales

Los protozoarios se encuentran en una concentración de 10^4 a 10^6 protozoos por ml de contenido ruminal, aunque la población es inferior a la de las bacterias, estos microorganismos tienen mayor tamaño que las bacterias, lo que hace que posean una masa total que puede llegar a ser semejante a la de las bacterias (Relling y Mattioli 2003; Kamra, 2005).

Según Hungate (1966), Relling y Mattioli (2003), Koza *et al.* (2006) y Reyes *et al.* (2008), en el rumen podemos encontrar protozoos ciliados y con flagelos, los primeros presentan mayor concentración y actividad. Los protozoos pertenecen a dos órdenes fundamentales (Trichostomatida y Entodinomorphida), el primero pertenece a la familia *Isotrichidae*, y a los géneros *Isotricha*, *Dasytricha*, *Oligoisotricha*, que predominan cuando la dieta tiene alto contenido de almidón. El Orden *Entodinomorphida* y familia *Ophryoscolecidae*, comprende protozoos que poseen cilios cerca del orificio bucal (peristomo) e ingieren principalmente bacterias. Los protozoos con flagelos utilizan azúcares simples y bacterias como sustrato, entre ellos podemos mencionar a *Monocercomona ruminantium*, *M. bovis*, *M. caprae*, *Trichomonas ruminantium* y *Tetratrichomonas ruminantium*.

4.12. Hongos ruminales

Los hongos ruminales son microorganismos que forman parte de la flora microbiana del rumen y se encuentran en una concentración de 10^3 a 10^5 células/ml de contenido ruminal, existen tres géneros de hongos monocentricos: *Caecomyces* (*Sphaeromonas*), *Neocallimastix* y

Piromices (Piromonas), cada uno de estos géneros contienen numerosas especies (Orpin, 1990; Kamra, 2005; Reyes *et al.*, 2008), que atacan y crecen sobre fragmentos fibrosos de los vegetales.

4.13. Fermentación ruminal

El proceso de fermentación se efectúa por un mecanismo simbiótico en el cual el rumiante aporta alimento masticado y un medio líquido anaeróbico con temperatura y pH adecuado para los microorganismos ruminales (Galindo *et al.*, 2005). Este proceso es realizado principalmente en el rumen por las enzimas digestivas de los microorganismos que en el habitan y actúan en completo sinergismo (Lovett *et al.*, 2005). Los microorganismo ruminales le permiten al rumiante utilizar recursos fibrosos para la obtención de proteína de alto valor biológico a partir de proteína vegetal de baja calidad (Hart *et al.*, 2008), nitrógeno no proteínico de la dieta y del reciclaje de productos metabólicos de desecho como la urea. Además, los microorganismos ruminales tienen la capacidad de sintetizar todas las vitaminas del complejo B en presencia de cobalto, indispensable para la síntesis de vitamina B12. Aunque las bacterias ruminales realizan la mayor parte de la fermentación, los protozoos y hongos participan en los procesos digestivos a través de un mecanismo de quimiotaxis y en completo sinergismo (Galicía-Jiménez *et al.*, 2011).

4.14 Ambiente ruminal

Es importante conocer los factores que influyen en el proceso de fermentación ruminal, tanto de los microorganismos que en el intervienen como del sustrato, medio físico y químico necesarios para que el proceso de desarrolle (Lovett *et al.*, 2006). Según Nava y Díaz (2001), Araujo y Vergara (2007) y Reyes *et al.*, (2008) el alimento y los productos de la fermentación generalmente se estratifican en tres capas dependiendo de su peso específico:

- Capa gaseosa: se localiza en la parte superior, contiene gases CO₂ 65%, CH₄ 25%, N₂ 7%, O₂ 0.5%, H 0.2%, sulfuros 0.01% y otros gases 2.2% que son producidos por la fermentación de los alimentos.
- Capa sólida: está constituida por alimentos y microorganismos flotantes, según el tiempo de ingestión, en esta capa el alimento se estratifica de la forma siguiente, primeramente el consumido recientemente, en el cual las partículas son de mayor

tamaño (1 a 2 cm), posteriormente, el alimento consumido con mayor anterioridad se localiza en la parte inferior (ha sido fermentado y reducidos a partículas de menor tamaño de 2 a 3 ml) y puede pasar con mayor facilidad por el orificio retículo – omasal.

- Capa líquida: se localizada ventralmente y contiene líquido con partículas de alimento de mucho menor tamaño que en la capa sólida y microorganismos suspendidos.

En condiciones normales de manejo y alimentación, el contenido ruminal debe mantener un ambiente estable de temperatura, pH y osmolaridad para los microorganismos ruminales (Crater *et al.*, 2007).

Al respecto Church *et al.* (2009), Galindo *et al.* (2005) y Reyes *et al.* (2008), consideran que el contenido ruminal se mantiene relativamente constante y se caracteriza por tener:

- ❖ Una concentración elevada de agua (85 a 90%).
- ❖ Temperatura constante (39 a 40%).
- ❖ Actividad potencial de Redox baja (-250 a -400mV que garantice las condiciones de anaerobiosis óptima para el desarrollo de los microorganismos.
- ❖ pH comprendido entre 6 y 7 (el cual se verá afectado por el aporte de bicarbonatos y fosfatos de la saliva de pH 8.3).
- ❖ presión osmótica relativamente constante (entre 290 a 320 mOsmol).
- ❖ Aporte regular de nutrientes para los microorganismos y el animal hospedero.
- ❖ Eliminación constante de productos finales del metabolismo por absorción directa (a través de las paredes ruminales) o pasaje hacia la parte baja del tracto digestivo y/o eructación).

4.15. Efecto del pH ruminal

El pH es uno de las propiedades químicas del rumen que se ve afectado por diversos factores, entre ellos la composición de la dieta suministrada y las prácticas de alimentación (Marden *et al.*, 2005), sin embargo, los rumiantes tienen un sistema altamente desarrollado para mantener un ambiente ruminal óptimo para el crecimiento de los microorganismos ruminales (Krause y Oetzel., 2005). La participación del CO₂ en el líquido ruminal es determinante, porque cuando se disuelve en un medio acuoso, el CO₂ produce tampón carbónico (H₂CO₃), responsable de la creación del pH correcto (Marden *et al.*, 2005).

El descenso de pH ruminal desencadena una serie de respuestas metabólicas y fisiológicas que afecta la eficiencia productiva de los rumiantes provocando acidosis ruminal subaguda (Niño, 2009). Según Cobos *et al.* (2005) la acidosis sub aguda es una enfermedad asintomática que reduce el consumo de alimento y la producción en los rumiantes. Por otro lado, el pH ruminal tiene un efecto importante en la degradación de la proteína, con pH bajo, la degradación de la dieta se deprime (Cardozo *et al.*, 2002).

La saliva del rumiante posee un pH de 8.2, tiene alto contenido en sodio, potasio, bicarbonato y fosfato, lo que le permite actuar como buferante ante los efectos de ácidos (AGV y láctico) producto de la fermentación (Krause y Oetzel., 2005; Nava y Díaz., 2001).

Diversos estudios se han realizado con respecto al pH óptimo a nivel ruminal, en este sentido, Galindo *et al.* (2005) proponen que un pH ideal debe estar entre 6 y 7; sin embargo, Cobos *et al.* (2005), señalaron como rango óptimo en 6.2 a 7.0 para maximizar la eficiencia fermentativas de las bacterias ruminales. Por su parte, Elías (1983), señalaron que el pH ideal para maximizar la celulolisis ruminal debe ser de 6.6 a 6.8 y que valores por debajo de 6 deprime la celulolisis ruminal. En ese sentido, Pineda (2004), mencionó que el pH entre 6.4 y 7.0 es ideal para la población de microorganismos celulolíticos (*Ruminococcus albus*, *Ruminococcus flavefaciens*, *Fibrobacter succinogenes*, *Eudiplodinium maggii*, *Epidinium ecaudatum* y *Eremoplaston bovis*).

4.16. Importancia del nitrógeno amoniacal (N-NH₃) en el rumen

Distintas fuentes de nitrógeno (proteínas, péptidos, aminoácidos, amidas, sales de amonio, y urea) contribuyen a la producción de amoniaco ruminal (Hall y Huntington, 2008) siendo este la principal fuente de N para síntesis de proteína microbiana (Rodríguez *et al.*, 2007), el cual llega al rumen en pequeñas cantidades a través de la dieta, saliva y por medio de la pared ruminal.

La fuente de proteína más importante para los rumiantes es la proteína microbiana, sin embargo, cuando no hay disponibilidad de péptidos y aminoácidos, todo el N debe provenir del NH₃ (Russel *et al.*, 1992; Rodríguez *et al.*, 2007). Entre el 45 y 95% de las bacterias ruminales utilizan el N-NH₃ como fuente exclusiva de N (Garriz y López, 2002; Alves *et al.*,

2009) y su concentración permite valorar la disponibilidad de N y el crecimiento microbiano (Gargallo, 2006).

Un nivel óptimo de N-NH₃ (8 mg/dl) en el ambiente ruminal Henderickx (1976), permite regular el pH, con incrementos en el consumo voluntario, celulolisis ruminal, así como, mejorar la degradación de los componentes fibrosos (Leng, 1990; Marshall *et al.*, 2005). La concentración de N-NH₃ está directamente relacionada con el contenido de carbohidratos en la dieta, se ha demostrado que dietas con alto contenido de carbohidratos fácilmente fermentables reducen en gran medida la concentración de N-NH₃, caso contrario cuando la dieta incluye una relación forraje:concentrado en el cual la concentración de amoníaco aumenta, pero la pérdida de N urinario es alto (Hristov *et al.*, 2005).

Existe un límite de la cantidad de NH₃ que pueden utilizar los microorganismos ruminales, por arriba de ese límite, el NH₃ es absorbido y transformado en urea en el hígado, posteriormente una menor parte de ella es reciclada al rumen a través de la saliva y pared ruminal, vía sanguínea (Reynolds y Kristensen, 2008), la otra parte no es utilizada y es excretada a través de la orina, lo cual genera pérdida de energía en el catabolismo, ya que por cada molécula de urea formada se requieren tres moléculas de ATP (Nelson *et al.*, 2009; Murray *et al.*, 2013). Según Melo y Cuamatzi (2004), se requieren cuatro moléculas de ATP para formar una molécula de urea. Mediante este proceso los rumiantes contrarrestan el uso ineficiente de las proteínas en el rumen y evitan la toxicidad de las moléculas de amoníaco, aprovechando el N que se libera posteriormente.

Cuando las dietas tienen bajo contenido de nitrógeno, provocan un mayor reciclaje y menor excreción de urea en la orina, sin embargo, la baja concentración de N-NH₃ en rumen puede comprometer el crecimiento bacteriano y afectar la degradación de los componentes de la dieta (Garriz y López, 2002; Cardozo, 2005).

4.17. Metabolismo del nitrógeno en el rumen

Los principales nutrientes para el crecimiento de los microorganismos ruminales son las proteínas y carbohidratos, los cuales pueden ser fermentados para proporcionar N-NH₃, aminoácidos, esqueletos carbonados y energía en forma de ATP para síntesis de proteína (Cole y Todd, 2007; Hall y Huntington, 2008).

La primera parte de la degradación de la proteína comienza con la adhesión microbiana a las partículas del sustrato, seguido por la actividad de proteasas microbianas unidas a las células, hasta obtener péptidos y aminoácidos (Haristov *et al.*, 2005). Las estructuras de las proteína es un factor clave en la determinación de su susceptibilidad a las enzimas (proteasas microbiana) y por lo tanto su degradabilidad (Bach *et al.*, 2005).

Los péptidos y aminoácidos son desdoblados extracelularmente y son absorbidos hacia el interior de las células microbianas; dentro son hidrolizados por enzimas peptidasas para obtener aminoácidos y éste a su vez puede ser empleado para la formación de proteína microbiana o bien continuar des-aminándose para obtención de AGVs, CO₂ y NH₃; el destino de los péptidos y aminoácidos dentro de la célula dependerá de la disponibilidad de energía (Bach *et al.*, 2005).

Si la energía no es limitante, los aminoácidos serán utilizados directamente para síntesis de proteína microbiana, caso contrario cuando la energía es limitante, en el cual los aminoácidos serán desaminado y su esqueleto de carbono será fermentado para producir AGVs (Figura 1, Bach, 2005).

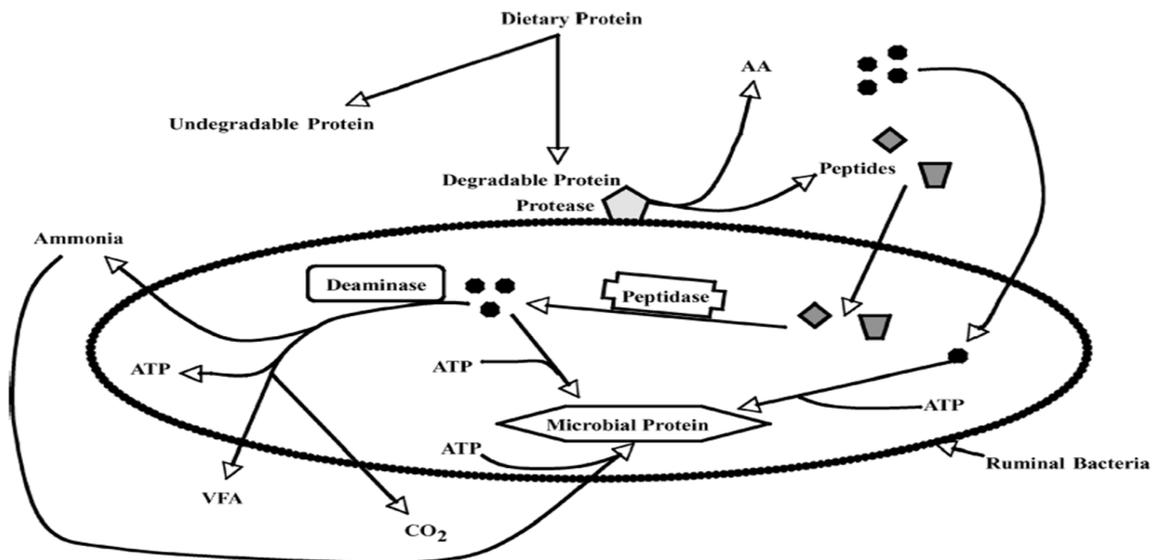


Figura 1. Representación esquemática de la degradación de la proteína y producción de ácidos grasos volátiles. (Tomado de Bach, 2005)

La síntesis de proteína es realizada por las bacterias, hongos y protozoos; éstos microorganismos difieren en sus requerimientos de nutrientes y metabolismo (Bach, 2005). Los microorganismos ruminales fermentan los polisacáridos, azúcares y proteínas de los alimentos para obtención de energía (Rodríguez *et al.*, 2007) en forma de ATP necesarios para su homeostasis y garantizar su crecimiento; proceso que comprende la síntesis de aminoácidos y su polimerización (Nolan y Dobos, 2005). La síntesis de estos aminoácidos se realiza a partir de amoníaco y esqueletos carbonados simples, producidos por la degradación del alimento (Rodríguez *et al.*, 2007).

Según algunos autores la concentración óptima de N-NH₃ para la máxima síntesis de proteína microbiana se encuentra entre 5.6 a 10 mg/100 ml y 5 a 8 mg/ml de líquido ruminal (Van Soest 1994; Galindo *et al.*, 2005). La concentración de N-NH₃ puede exceder estos valores después de que los animales ingieren pastos frescos (Nolan y Dobos, 2005).

Los factores más importantes que influyen en la síntesis de proteína microbiana incluyen el tipo de proteína, las interacciones con otros nutrientes (carbohidratos del alimento y dentro del contenido del rumen), y la población microbiana predominante, que a su vez depende del tipo de ración, tasa de pasaje y pH ruminal (NRC,2001; Bach, 2005; Rodríguez *et al.*, 2007).

Con relación a la proteína, su solubilidad es un factor que determina su susceptibilidad al ataque de enzimas microbianas (proteasas) y por tanto, su capacidad de descomposición. La estructura de la proteína (presencia de enlaces dentro y entre cadenas de proteínas) también juegan un papel importante en la determinación de la degradación de la proteína (Bach, 2005).

Con relación a la degradación total de la proteína, esta es inversamente proporcional a la tasa de pasaje ruminal (Ørskov y McDonald, 1979). En este sentido el NRC, (2001) reportó que los valores de tasa de pasaje ruminal en una dieta con una proporción mayor de forraje con respecto a concentrado aumentaría de 0.049 a 0.057 % por hora para forraje en base húmedo y para forraje base seca de 0.040 y 0.046% por hora; y para concentrado en la cual la proporción de forraje es menor la tasa de pasaje ruminal sería de 0.056 a 0.068 % por hora.

Con respecto a la disponibilidad de energía algunos autores mencionan que debe existir sincronía en la provisión de proteínas y energía en el rumen de manera que estén disponibles

simultáneamente en proporciones requeridas para los microorganismos ruminales (Hall y Huntington, 2008).

4.18. Metabolismo de los carbohidratos en el rumen

La degradación ruminal de los carbohidratos estructurales y no estructurales se realiza en dos etapas posteriores a la adherencia y colonización microbiana de las partículas vegetales producto de la masticación y mezclado con el fin de exponer a la degradación la pared celular; primeramente los microorganismos utilizan enzimas extracelulares (celulasas y hemicelulasas) hidrolizando los carbohidratos hasta hexosa y pentosas (Calsamiglia, 1997). El almidón y azúcares simples son hidrolizados por las enzimas extracelulares (amilasa, maltasa, maltosa fosforilasa y 1,6- glucosidasas) provenientes de *Streptococcus bovis*, *Butyrivibrio fibrisolvens*, *Ruminobacter amylophilus*, *Prevotella ruminicola* y *Selenomonas ruminantium*, hasta hexosas (Cotta, 1988; Kotarski *et al.*, 1992).

La segunda etapa consiste en la fermentación intracelular de las hexosas y pentosas hasta sintetizar ácido pirúvico (Cardozo, 2005), punto de convergencia y vía más importante por el cual la glucosa y otros monosacáridos tienen que pasar (Beattie, *et al.*, 2004) para formar AGVs, particularmente acetato, propionato y butirato (Bird *et al.*, 1996) que serán absorbidos por el epitelio del rumen.

Dependiendo del tipo AGV producido, cada vía metabólica (oxidación del ácido pirúvico a Acetil-Coa y CO₂) produce un balance diferente de hidrogeniones (H₂) y CO₂, los cuales formarán CH₄ (Sosa y Galindo, 2007), sin embargo, en el rumiante no existe una ruta metabólica para degradarlo, y se pierde en el eructo (Relling y Mattioli, 2003).

La cantidad y tipo de carbohidratos presentes en la dieta afecta la actividad fermentativa de los microorganismos ruminales (Bach, 2005). La proliferación de bacterias que degradan celulosa y hemicelulosa es favorecida con dietas ricas en estos compuestos, caso contrario con dietas ricas en almidón y azúcares que favorecen la proliferación de microorganismos amilolíticos (Cotta, 1988 y Kotarski *et al.*, 1992). Por otro lado, los carbohidratos de fácil fermentación no estimulan la rumia y producción de saliva favoreciendo la producción de ácido láctico principalmente, el cual en altas concentraciones provoca un descenso en el pH ruminal

(Brossard *et al.*, 2006) con la consecuente disminución de la degradación de los componentes fibrosos (Mouriño *et al.*, 2001; Bach, 2005; Rodríguez *et al.*, 2007).

4.19. Degradabilidad efectiva

La degradación de los alimentos en el rumen se refiere a la estimación de la cantidad de un alimento o parte de él que puede ser degradado (desaparece) después de cierto tiempo de incubación por acción de los microorganismos ruminales, esta estimación es posible calcularla mediante la técnica *in situ*, a través de la utilización de sacos de nylon suspendidos en rumen, propuesto por Orskov y McDonald (1979).

La degradación total de la proteína resulta de dos procesos opuestos; uno de carácter degradativo, que tiende a distribuir el nutriente en el rumen y, el otro de pasaje, que tiende a preservar el nutriente de la degradación ruminal para hacerla pasar al tracto post ruminal (Kristensen *et al.*, (1958).

Los alimentos que entran en el rumen solo pueden salir por dos mecanismos: desaparecen por digestión o salen y ambos compiten uno con otro. La tasa de pasaje es el parámetro de cinética de degradación que estima la tasa proporcional de paso en el rumen (Allen y Mertens, 1988). La tasa de pasaje se puede determinar mediante la medición de la dilución de un marcador no digerible en el rumen, expresada por la constante de velocidad como una proporción del contenido del rumen que sale en una hora.

Kristensen *et al.* (1958) proponen un modelo para calcular la degradación efectiva (DE) de la proteína mediante la siguiente ecuación: $DE = \sum (D(t_{i+1}) - D(t_i)) * f(t_i, t_{i+1})$, donde; $D(t_{i+1}) - D(t_i)$ = Cantidad de alimento degradado durante el intervalo de tiempo t_i a t_{i+1} . $f(t_i, t_{i+1})$ = Proporción de alimento que permanece en el rumen en el intervalo de tiempo t_i a t_{i+1} . $f(t_i)$ = Cantidad de alimento que permanece en el rumen, la cual es estimada a partir de la tasa de pasaje (k, h^{-1}) por la siguiente ecuación: $f(t_i) = \exp(-k * t_i)$ donde; k = Tasa de recambio y \exp = logaritmo natural.

El modelo de Kristensen *et al.* (1958) proponen estimar la degradación efectiva de la proteína mediante la medición de la tasa de degradación ajustada de acuerdo a la tasa de pasaje que refleje la característica de ésta proteína específica. Por su parte, Ørskov y McDonald, (1979)

señalaron que la degradación de la proteína es inversamente proporcional a la tasa de pasaje ruminal. En este sentido, el NRC, (2001) reportó que la tasa de pasaje en una vaca que consume 18 kg de MS con suplementación a base de concentrado, en una relación forraje:concentrado (70:30), aumentaría de 0.049 a 0.057 % por hora en forraje húmedo y para forraje seco sería de 0.040 a 0.046 % por hora, así también, si la misma vaca consumiera 26kg de MS en una relación forraje:concentrado (40:60), la tasa de pasaje aumentaría de 0.056 a 0.068 % por hora para concentrados.

4.20. Diseño de medidas repetidas

El diseño de medidas repetidas se utiliza en aquellas situaciones en que la variable de respuesta en cada unidad experimental se mide en múltiples ocasiones a lo largo del tiempo Ruiz, (2004) y están ocasionadas por el hecho de que se sabe que la variabilidad entre unidades experimentales es muy grande.

En determinados estudios, las medidas repetidas corresponden a la asignación de distintos tratamientos en las unidades experimentales, tomando en cuenta un periodo de adaptación, y en el análisis el valor del tiempo es irrelevante pues no se puede aleatorizar debido a que cierta medida en una misma unidad experimental se encuentra cercana en el tiempo a otra, por lo cual solo se centra en la comparación de los tratamientos tomando en cuenta la variabilidad de cada unidad experimental (Ruiz, 2004 y Gómez *et al*, 2012).

4.20.1. Análisis de modelos mixtos

El análisis de modelos mixtos permite establecer una expresión que permite explicar la respuesta observada, cuyos efectos se consideren como constantes fijas o variables aleatorias y para decidir cuándo un conjunto de efectos es fijo o aleatorio es importante analizar el contexto de los datos (Ruiz, 2004 y Gómez *et al*, 2012). Los modelos mixtos de coeficientes aleatorios, y los que incorporan patrones de covarianza dentro de las unidades experimentales son los que se relacionan con los diseños de medidas repetidas; los modelos lineales y no lineales mixtos surgen de incorporar efectos aleatorios, diferentes de los asociados con el término de error.

4.20.2. Interacción entre factores

Se dice que existe interacción entre dos factores cuando el efecto de uno de ellos sobre la variable dependiente no es el mismo en todos los niveles del otro factor

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Localización geográfica del área de estudio

El estudio se realizó en el campo experimental del Colegio de Postgraduados, ubicado en el km 21 de la carretera Cárdenas-Coatzacoalcos, en H. Cárdenas, Tabasco. El sitio se localiza a los 17° 59' 15.6" de latitud Norte y 93° 35' 06.9" de longitud Oeste y una altitud de 9 msnm (Figura 1). El clima es tropical húmedo, con temperatura media anual de 26.2°C, precipitación media anual de 2240mm, representando un 70% del total en las estaciones de verano y otoño, la humedad relativa media mensual es superior al 80%, (García, 1988).

Los análisis bromatológicos y fermentativos se realizaron en el laboratorio de Ciencia Animal del Colegio de Postgraduados, Campus Tabasco, ubicado en Periférico Carlos A. Molina S/N Carretera Cárdenas-Huimanguillo km.3, H. Cárdenas, Tabasco.

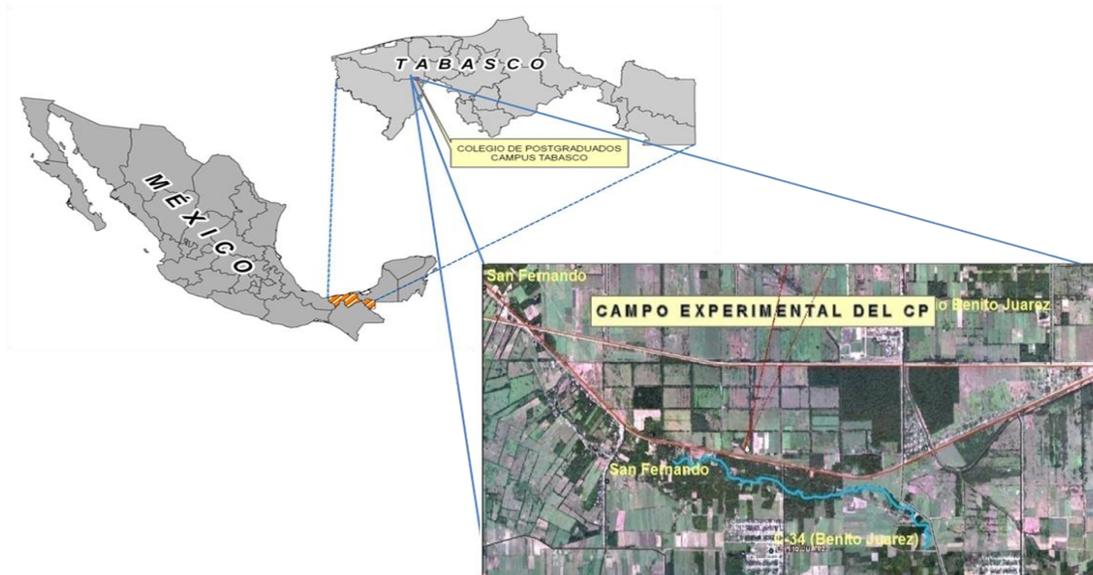


Figura 2. Localización del Campo Experimental Colegio de Postgraduados, Campus Tabasco

5.2. Procedimiento experimental

Se utilizaron cinco bovinos machos cruzados (*Bos taurus x Bos indicus*) canulados en rumen, con un peso vivo promedio de 315.4±7.9 kg, distribuidos en un diseño cuadrado latino 5 x 5. Los tratamientos (T) estudiados fueron:

T1: Pasto Cuba CT-115

T2: Pasto Cuba CT-115 + pollinaza sin fermentar (PSF)

T3: Pasto Cuba CT-115 + pollinaza fermentada (PF)

T4: Pasto Cuba CT-115 + pollinaza con pulidura de arroz fermentada (PCPAF)

T5: Pasto Cuba CT-115 + pollinaza con pulidura de arroz sin fermentar (PCPASF)

Los periodos experimentales consistieron en 15 días de adaptación a la dieta (suplemento) y cuatro días de muestreo.

5.3. Manejo de los animales

Se utilizaron cinco bovinos machos cruzados (*Bos taurus x Bos indicus*) canulados en rumen, con un peso vivo promedio de 315.4 ± 7.9 kg, alojados en corrales individuales techados, con agua limpia, pasto y sales minerales a voluntad. El pasto Cuba CT-115 (*Penisetum purpureum*) fue molido en un molino tipo Chetumal y se ofreció a las 7:00 y 13:00 horas *ad libitum*, considerando que siempre dejaran el 20% de lo ofrecido. El alimento elaborado con base a pollinaza según tratamientos se les ofreció en húmedo a las 7:00 horas a razón de 6 g kg^{-1} del peso vivo en base seco, con la finalidad de que los animales consumieran la misma cantidad.

5.4. Elaboración de alimentos

La pollinaza se mezcló con los ingredientes según correspondiera cada tratamiento con mezcladora estacionaria de cinta, con la finalidad de obtener un alimento lo más homogénea posible (Cuadro 1). Posteriormente los tratamientos que requerían fermentación fueron guardados en bolsas de plástico extrayendo de manera considerable la mayor cantidad de aire y se amarró para evitar el contacto con el oxígeno, se protegió con un costal para facilitar el manejo y se dejó fermentar durante 15 días. Para el caso de la pollinaza con pulido sin fermentar, éste alimento se elaboró previo a la alimentación del animal, con la finalidad de evitar que hubiera fermentación.

Cuadro 1. Ingredientes usados para la elaboración de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza

Ingredientes (%)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar
Pollinaza	100	77.1	57.1	69.1
Pulidura de arroz	0	0	20	20
Vitafert	0	12	12	0
Melaza	0	10	10	10
Minerales	0	0.5	0.5	0.5
Sulfato de amonio	0	0.4	0.4	0.4

Ingrediente calculado base húmeda.

5.5. Elaboración del Vitafert

La preparación se realizó 6 días antes de la elaboración de los suplementos fermentados. Primero se preparó 20 litros en dos cubetas de plástico limpias de acuerdo al Cuadro 2, se agitó durante tres días consecutivos cada dos horas por cinco minutos y se dejó fermentar 72 h. Posteriormente se pasó a un tanque de 100 litros y se preparó con los porcentajes indicados en la Cuadro dos, agregando las dos cubetas preparadas anteriormente y se dejó fermentar 72 h. La diferencia en cada paso es que, al inicio se agrega yogurt natural (inoculo de lactobacilos) y posteriormente no.

Cuadro 2. Ingredientes utilizados para preparar el inoculo de levaduras y lactobacilos (Vitafert)

Ingredientes	Al inicio en cubetas	Posterior en tanque
Melaza	15%	15%
Pasta de soya	4 %	4 %
Pulido de arroz	4 %	4 %
Sales minerales	0.5 %	0.5 %
Sulfato de magnesio	0.32 %	0.32 %
Urea	0.48 %	0.48 %
Yogurt natural marca Yoplait®	5 %	-----
Agua	70.7 %	75.7 %

5.6. Medición de pH y amoniaco

Para determinar pH se colectó líquido ruminal del saco ventral a las 0, 3, 6, 9, 12, 15, 18, 21 y 24 horas, inmediatamente se midió el pH con potenciómetro portátil digital Conductronic®. Posteriormente, se acidificaron 4 mililitros (ml) de líquido ruminal con 1 ml de ácido meta fosfórico al 25 % y se guardaron en refrigeración (4 °C) para análisis posteriores de amoniaco, según MC Cullough (1967) en un espectrofotómetro de luz ultravioleta visible (630 nanómetros), modelo lambda 40, marca Perkin Helmer.

5.7. Degradación *in situ* de la materia seca (DIMS)

Para determinar la DIMS se siguió la metodología descrita por Ørskov *et al.* (1980). Se incubó en rumen, en bolsas de poliseda (10 x 20 cm, porosidad 45µm), según tratamientos, 7 g de muestra seca y molida (molino Thomas-Willey, model 4 Laboratory Mill) con criba de 2 mm, por duplicado, a las 0, 3, 6, 9, 12, 15, 18, 24, 36 y 48 horas (tiempos de incubación), inmediatamente después de administrarles los suplementos (tratamientos) correspondientes. Los horarios se establecieron, siguiendo los resultados de un modelo matemático inédito (Vargas, 2012) que describe los porcentajes presentes en el rumen como función de la degradación efectiva de los alimentos a diferentes tiempos de ingesta (24, 48, 72 y 96 h). El pasto incubado en rumen tenía una edad de 90 días de rebrote.

Con la finalidad de retirar todas las bolsitas post incubación al mismo tiempo, se fueron metiendo de acuerdo a los tiempos estudiados pero de forma inversa (48, 36, 24, 18, 15, 12, 9, 6, 3 y 0 horas). Todas las bolsas fueron sacadas y lavadas al mismo tiempo para reducir el error por efecto de lavado de bolsas. El lavado se efectuó de forma manual, colocando las bolsas en cubetas de plástico y agregando agua hasta que el afluyente de la bolsa se tornó claro. Posteriormente, fueron colocadas en una estufa de aire forzado a 62 °C. Una vez secas, se pesaron y por diferencia de peso (gramos), se determinó la DIMS, mediante la siguiente fórmula:

$$DIMS(\%) = \left(\frac{Peso\ inicial - Peso\ final}{Peso\ inicial} \right) * 100$$

5.8. Degradación *in situ* de la materia orgánica (DIMO)

Para calcular la DIMO, se juntó los remanentes de los 5 periodos utilizados en la determinación de la DIMS tomando en cuenta el tratamiento y el tiempo de incubación (10 tiempos) y se hizo una muestra compuesta por cada tiempo de incubación (obteniendo 10 muestras compuestas por tratamiento). A la muestra compuesta se les determinó materia orgánica (MO) según AOAC (2001). Para obtener los gramos iniciales de MO, se multiplicó el total de gramos utilizados en la DIMS por el porcentaje de MO inicial (muestra sin incubar) y se dividió entre 100. Para obtener los gramos remanentes de MO se utilizó el peso del remanente de la DIMS y se multiplicó por el porcentaje de MO remanente y se dividió entre 100. Por diferencia de peso se determinó la DIMO, mediante la siguiente fórmula:

$$DIMO(\%) = \left(\frac{MO_{inicial} - MO_{remanente}}{MO_{inicial}} \right) * 100$$

5.9. Degradación *in situ* de la proteína cruda (DIPC)

Para calcular la DIPC, se juntó los remanentes de los 5 periodos utilizados en la determinación de la DIMS tomando en cuenta el tratamiento y el tiempo de incubación (10 tiempos) y se hizo una muestra compuesta por cada tiempo de incubación (obteniendo 10 muestras compuestas por tratamiento). A la muestra compuesta se le determinó materia orgánica (PC) según AOAC (2001). Para obtener los gramos iniciales de PC, se multiplicó el total de gramos utilizados en la DIMS por el porcentaje de PC inicial (muestra sin incubar) y se dividió entre 100. Para obtener los gramos remanentes de PC se utilizó el peso del remanente de la DIMS y se multiplicó por el porcentaje de PC remanente y se dividió entre 100. Por diferencia de peso se determinó la DIPC, mediante la siguiente fórmula:

$$DIPC(\%) = \left(\frac{PC_{inicial} - PC_{remanente}}{PC_{inicial}} \right) * 100$$

5.10. Degradación *in situ* de la fibra detergente neutro (DIFDN)

Para calcular la DIFDN, se juntó el remanente de los 5 periodos utilizados en la determinación de la DIMS tomando en cuenta el tratamiento y el tiempo de incubación (10 tiempos) y se hizo una muestra compuesta por cada tiempo de incubación (obteniendo 10 muestras compuestas

por tratamiento). A la muestra compuesta se le determinó la fibra detergente neutro (FDN) según Van Soest *et al.* (1991). Para obtener los gramos iniciales de FDN, se multiplicó el total de gramos utilizados en la DIMS por el porcentaje de FDN inicial (muestra sin incubar) y se dividió entre 100. Para obtener los gramos remanentes de FDN se utilizó el peso del remanente de la DIMS y se multiplicó por el porcentaje de FDN remanente y se dividió entre 100. Por diferencia de peso se determinó la DIFDN, mediante la siguiente fórmula:

$$DIFDN(\%) = \left(\frac{FDN_{inicial} - FDN_{remanente}}{FDN_{inicial}} \right) * 100$$

5.11. Degradación *in situ* de la fibra detergente neutro (DIFDA)

Para calcular la DIFDA, se juntó el remanente de los 5 periodos utilizados en la determinación de la DIMS tomando en cuenta el tratamiento y el tiempo de incubación (10 tiempos) y se hizo una muestra compuesta por cada tiempo de incubación (obteniendo 10 muestras compuestas por tratamiento). A la muestra compuesta se le determinó la fibra detergente ácido (FDA) según Van Soest *et al.* (1991). Para obtener los gramos iniciales de FDA, se multiplicó el total de gramos utilizados en la DIMS por el porcentaje de FDA inicial (sin incubar) y se dividió entre 100. Para obtener los gramos remanentes de FDA se utilizó el peso del remanente de la DIMS y se multiplicó por el porcentaje de FDA remanente y se dividió entre 100. Por diferencia de peso se determinó la DIFDA, mediante la siguiente fórmula:

$$DIFDA(\%) = \left(\frac{FDA_{inicial} - FDA_{remanente}}{FDA_{inicial}} \right) * 100$$

5.12. Degradación efectiva ruminal (DER) de los componentes de los suplementos y el pasto Cuba CT-115

La degradación efectiva ruminal de la MS (DERMS), de la MO (DERMO), de la PC (DERPC), de la FDN (DERFDN) y de la FDA (DERFDA) se determinó mediante diferentes tasas de recambio ruminal ($k=0.03, 0.044$ y $0.05\% \text{ h}^{-1}$) según Kristensen *et al.*, (1982):

$$DE = \sum (D(t_{i+1}) - D(t_i)) * f(t_i, t_{i+1})$$

Donde:

DE = Degradación efectiva.

$D(t_{i+1}) - D(t_i)$ = Cantidad de alimento degradado durante el intervalo de tiempo t_i a t_{i+1} .

$f(t_i, t_{i+1})$ = Es la proporción de alimento que permanece en el rumen en el intervalo de tiempo t_i a t_{i+1} .

$f(t_i)$ = Cantidad de alimento que permanece en el rumen, es estimada a partir de la tasa de pasaje (k, h^{-1}) por la siguiente ecuación: $f(t_i) = \exp(-k * t_i)$.

k = Tasa de recambio.

5.13. Efectos de los suplementos en la degradación *in situ* del pasto Cuba CT-115

Para conocer el efecto de los suplementos en la degradación *in situ* del pasto Cuba CT-115 de 90 días de rebrote, a los animales suplementados según tratamientos, se les incubó en rumen bolsas de poliseda (10 x 20 cm) con 7 g de pasto seco y molido (molino Thomas-Willey, model 4 Laboratory Mill) con criba de 2 mm, por duplicado, a las 0, 3, 6, 9, 12, 15, 18, 24, 36 y 48 horas (tiempos de incubación). Todas las bolsitas fueron sacadas y lavadas al mismo tiempo incluyendo las bolsitas correspondientes al tiempo cero horas de degradación con la finalidad de reducir el error por efecto de lavado de bolsas. El lavado de las bolsas se realizó de forma manual, en cubetas de plástico y agregando agua hasta que el afluyente de las bolsas se tornó claro. Posteriormente, fueron colocadas en una estufa de aire forzado a 62 °C. Una vez secas, se pesaron y por diferencia de peso, se determinó el efecto de los suplementos en la degradación *in situ* de la MS del pasto DIMS, de la MO (DIMO), de la PC (DIPC), de la FDN (DIFDN) y de la FDA (DIFDA), siguiendo el cálculo descrito en la sección 5.7, 5.8, 5.9, 5.10 y 5.11 respectivamente.

5.14. Efectos de los suplementos en la degradación efectiva ruminal del pasto Cuba CT-115

Para conocer el efecto de los suplementos en la degradación efectiva ruminal de la MS del pasto (DERMS), de la MO (DERMO), de la PC (DERPC), de la FDN (DERFDN) y de la FDA (DERFDA), se utilizaron los datos de los efectos de los suplementos en la degradación *in situ* del pasto Cuba CT-115 obtenidos en la sección 5.13. La DERMS, DERMO, DERPC, DERFDN y DERFDA se determinaron mediante diferentes tasas de recambio ruminal

($k=0.03, 0.044$ y $0.05\% \text{ h}^{-1}$) según Kristensen *et al.* (1982) con el modelo descrito en la sección 5.12.

5.15. Determinación del consumo de materia seca del pasto, alimento y total

En cada periodo de muestreo (últimos 5 días), se tomó muestra del pasto y suplementos ofrecidos. Estos se secaron en estufa de aire forzado a 62°C durante 72 horas y se molieron con un molino Thomas-Willey (model 4 Laboratory Mill) con criba de 2 mm. Posteriormente, se hizo una muestra compuesta por periodo y se le determinó MS, MO, Cenizas, PC según AOAC. (2001), y fibra según Van Soest *et al.* (1991). Para determinar el consumo de MS del pasto y de los alimentos, los últimos cinco días de cada periodo experimental, se pesó los alimentos ofrecidos (pasto y suplementos) y rechazado, por diferencia, se obtuvo el consumo de pasto y suplemento. Los animales se pesaron en cada periodo experimental y con estos datos, se calculó el índice de consumo del pasto, suplemento y total base seca.

5.16. Diseño experimental y análisis estadístico

Para las variables degradación efectiva de los suplementos y la degradación efectiva del efecto de los suplementos en el pasto, se utilizó un diseño cuadrado latino 5×5 , en el cual, los periodos (5) constituyeron las hileras y las columnas (5) fueron conformadas por cada uno de los cinco animales. Se realizó un análisis de varianza de acuerdo al diseño experimental propuesto y al modelo lineal siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \rho_j + \tau_{k(i,j)} + e_{ijk};$$

Para $i= 1,2,..5$; $j= 1,2,..5$; $k= 1,2,..5$

Donde:

Y_{ijk} = variable de respuesta en el periodo i , animal j , tratamiento k ;

μ = Media general;

α_i = Efecto del periodo i ;

ρ_j = Efecto del animal j ;

$\tau_{k(i,j)}$ = Efecto del tratamiento k;

e_{ijk} = Error aleatorio

Posteriormente, para el efecto principal de tratamientos se realizó una prueba de comparación múltiple de medias de Tukey, utilizando un nivel de significancia de 5%.

Para las variables pH, amoníaco, DIMS, DIMO, DIPC, DIFDN, DIFDA de los suplementos y para el efecto de los suplementos en la DIMS, DIMO, DIPC, DIFDN, DIFDA, los cinco tratamientos en estudio fueron alojados en un diseño experimental cuadrado latino (5 x 5) con medidas repetidas, en el cual, los periodos (5) constituyeron las hileras y las columnas (5) fueron conformadas por cada uno de los cinco animales; también, en el presente estudio fue incluido un factor dentro de sujetos, tiempo de incubación; el cual constituyó el factor de medidas repetidas.

Para las variables amoníaco y pH se realizó un análisis de varianza de acuerdo al diseño experimental propuesto y al siguiente modelo lineal mixto:

$$Y_{ijkl} = \mu + \alpha_i + \rho_j + \tau_{k(i,j)} + \gamma_l + \pi_{kl} + \theta_{ijk} + e_{ijkl};$$

para $i = 1, 2, \dots, 5$; $j = 1, 2, \dots, 5$; $k = 1, 2, \dots, 5$; $l = 1, 2, \dots, 9$.

Donde:

Y_{ijkl} representa la observación en el i-ésimo animal con el j-ésimo periodo, el k-ésimo tratamiento y el l-ésimo tiempo de incubación;

μ es la media general;

α_i equivale al efecto aleatorio del i-ésimo animal;

ρ_j es el efecto aleatorio del j-ésimo periodo;

$\tau_{k(i,j)}$ corresponde al efecto del k-ésimo tratamiento;

γ_l es el efecto del l-ésimo tiempo de incubación;

π_{kl} es el efecto de la interacción tratamiento por tiempo de incubación;

θ_{ijk} es el efecto aleatorio de la interacción entre animal i, periodo j y el tratamiento k; y

e_{ijkl} es el error aleatorio.

Posteriormente, para la interacción tiempo de incubación por tratamientos y efectos principales (Tratamientos, y tiempos de incubación) que resultaron significativos ($p \leq 0.05$) se realizó una prueba de comparación múltiple de medias de Tukey. La información fue procesada con ayuda del software para análisis estadístico SAS versión 9.3, 2011 y mediante el uso del procedimiento PROC MIXED.

VI. RESULTADOS

6.1. Composición química de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza y del pasto Cuba CT-115

Los suplementos PSF y PCPASF (Cuadro 3), contienen los valores más altos ($P < 0.001$) de MS, sin diferencias estadística entre ellos, los alimentos PF y PCPAF tienen los valores más bajos de MS, sin diferencias estadística entre ellos.

Cuadro 3. Composición química (%) de los suplementos

Componentes, (%)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	EE±
Materia seca	82.05 ^a	69.78 ^b	72.17 ^b	83.87 ^a	1.29***
Proteína cruda	23.58 ^a	23.92 ^a	21.45 ^b	20.80 ^b	0.40***
Materia orgánica	83.23 ^{ab}	82.92 ^b	83.81 ^{ab}	84.55 ^a	0.33*
Cenizas	16.77 ^{ab}	17.08 ^a	16.19 ^{ab}	15.45 ^b	0.33*
FDN ¹	34.51 ^a	26.66 ^b	25.88 ^b	28.43 ^b	0.65***
FDA ²	7.62 ^a	7.10 ^a	8.40 ^a	7.42 ^a	1.20
Hemicelulosa	26.89 ^a	19.56 ^b	15.04 ^b	20.81 ^b	1.39***

^{ab} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

* $P < 0.05$; *** $P < 0.001$

¹FDN: Fibra detergente neutro; ²FDA: Fibra detergente ácido

En relación al contenido de PC, los suplementos PSF y PF tienen los valores más altos ($P < 0.001$), sin diferencias estadística entre ellos, los suplementos PCPAF y PCPASF, tuvieron los valores más bajos, sin diferencias estadística entre ellos. Con respecto a la MO, el mayor valor ($P < 0.05$) se encontró en el suplemento PCPASF con respecto al suplemento PF, sin diferencias estadística con los demás tratamientos. Los valores de las cenizas, son inversamente proporcional al contenido de MO. El suplemento PSF presentó el valor más alto ($P < 0.001$) de FDN, no se encontró diferencias estadística entre los otros tratamientos estudiados. En relación a la FDA no se encontró diferencia estadística entre los tratamientos

estudiados. El suplemento PSF tuvo los valores más altos de hemicelulosa ($P < 0.001$) con respecto a los otros suplementos estudiados, donde no hubo diferencias estadísticas entre ellos (Cuadro 3).

En el Cuadro 4, se observa la composición química promedio y la desviación estándar del pasto Cuba CT-115 utilizado durante los periodos experimentales.

Cuadro 4. Composición química (%) del pasto Cuba CT-115 a los 90 días de rebrote

MS	PC	MO	Cenizas	FDN	FDA	Hemicelulosa
21.22	8.19	87.71	12.29	75.70	43.38	32.32
±1.83	±0.21	±1.55	±0.55	±1.17	±1.01	±1.79

MS: Materia seca; **PC:** Proteína cruda; **MO:** Materia orgánica; **FDN:** fibra detergente neutro; **FDA:** fibra detergente ácida

6.2. Índice de consumo del pasto Cuba CT-115, de los suplementos y total, en bovinos canulados en rumen

Con relación a los índices de consumo del pasto, no se encontró diferencia ($P \geq 0.05$) estadística entre los tratamientos estudiados. En relación al índice de consumo de los suplementos, no se encontró diferencia estadística entre los tratamientos estudiados. En relación al índice de consumo total, hubo un efecto aditivo del suplemento, los animales que consumieron solo pasto, tuvieron el menor índice de consumo, no se encontró diferencias estadísticas entre los otros tratamientos estudiados (Cuadro 5).

Cuadro 5. Índice de consumo¹ del pasto, de los suplementos y total, en bovinos canulados en rumen

Factores	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	Pasto Cuba CT-115	EE±
Pasto	2.04 ^a	2.04 ^a	1.92 ^a	2.10 ^a	1.98 ^a	0.03
Suplementos	0.48 ^a	0.60 ^a	0.52 ^a	0.60 ^a	----	0.004***
Total	2.52 ^a	2.64 ^a	2.44 ^a	2.70 ^a	1.98 ^b	0.03***

^{ab} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

*** $P < 0.001$

¹Índice de consumo expresado como porcentaje del peso vivo en base seca.

6.3. Concentración de nitrógeno amoniacal y pH en rumen de toretes alimentados con pasto y suplementados con pollinaza fermentada y no fermentada

Con relación a la concentración de N-NH₃ en rumen, se encontró interacción (P<0.0001) entre los tratamientos estudiados y el tiempo de medición (Anexo 2). La interacción existente entre las dietas y los tiempos de medición, muestra que el efecto de los suplementos, es diferente en algunos tiempos de medición, como se observa en la Figura 3.

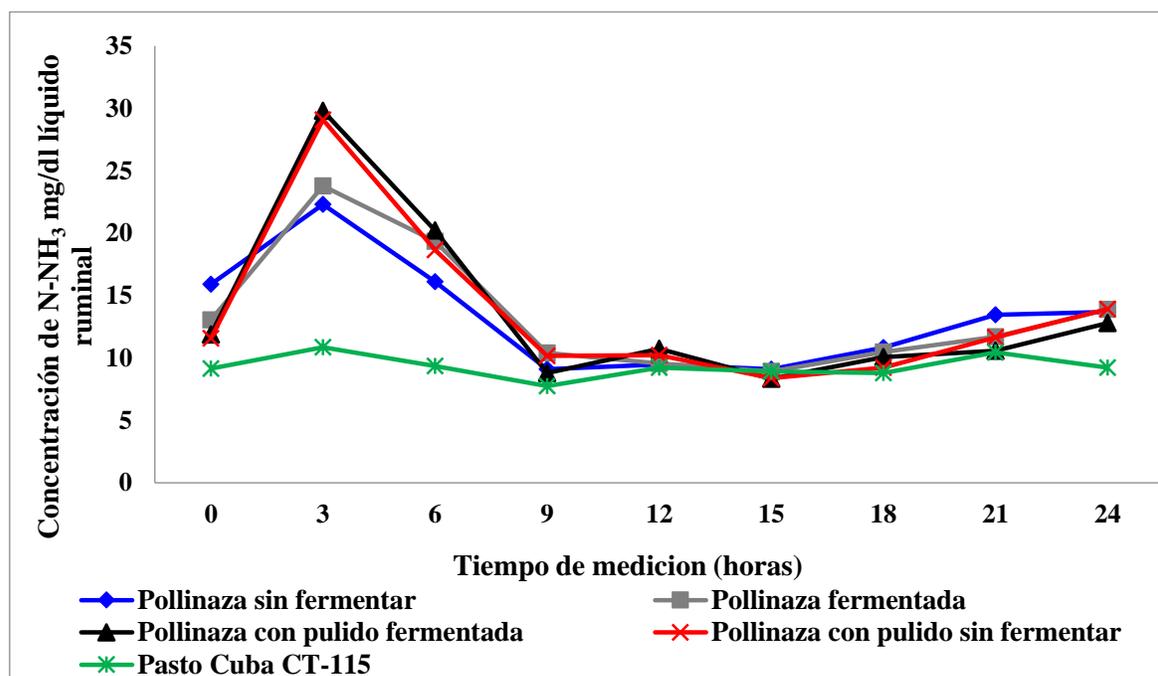


Figura 3. Concentración de N-NH₃ (mg/dl) en líquido ruminal de toretes alimentados con pasto y suplementados con pollinaza fermentada y no fermentada

A las 3 horas post-alimentación, las mayores (P<0.001) concentraciones de N-NH₃ ruminal se encontraron en los animales que fueron suplementados con PCPAF y con PCPASF, sin diferencia estadística entre ellos, los animales que fueron suplementados con PF y PSF, tuvieron los valores intermedios, sin diferencias estadística entre ellos, el menor valor se encontró en los animales sin suplementación, a las 6 h las concentraciones de N-NH₃ ruminal disminuyeron, los tratamientos PCPAF, PF y PCPASF tuvieron los mayores valores (P<0.001), sin diferencia estadística entre ellos, pero los valores de PCPASF fueron similares a la PSF, el menor valor se encontró en los animales sin suplementación. A las 9, 12, 15, 18h, no

se encontró diferencias entre tratamientos, a las 21 h en los animales suplementados la PSF se encontró el mayor valor de N-NH₃ ruminal con relación a los animales sin suplementación, no se encontró diferencias entre los otros tratamientos estudiados (Cuadro 6).

Cuadro 6. Concentración de N-NH₃ (mg/dl) en rumen de toretes alimentados con pasto y suplementados con pollinaza fermentada y no fermentada

Tiempo (Horas)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	Pasto Cuba CT-115	EE±
0	15.90 ^a	13.06 ^{ab}	11.88 ^{bc}	11.58 ^{bc}	9.16 ^c	1.0866***
3	22.32 ^b	23.80 ^b	29.80 ^a	29.10 ^a	10.86 ^c	1.0866***
6	16.12 ^b	19.34 ^a	20.22 ^a	18.66 ^{ab}	9.34 ^c	1.0866***
9	9.10 ^a	10.40 ^a	8.80 ^a	10.18 ^a	7.74 ^a	1.086
12	9.48 ^a	9.56 ^a	10.72 ^a	10.22 ^a	9.22 ^a	1.0866
15	9.10 ^a	8.92 ^a	8.32 ^a	8.38 ^a	8.72 ^a	1.0866
18	10.84 ^a	10.48 ^a	10.06 ^a	9.22 ^a	8.82 ^a	1.0866
21	13.46 ^a	11.70 ^{ab}	10.58 ^{ab}	11.66 ^{ab}	10.44 ^b	1.0866*
24	13.70 ^a	13.90 ^a	12.80 ^a	13.92 ^a	9.22 ^b	1.0866***

^{abc} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

* $P < 0.05$; *** $P < 0.001$

Con relación al pH ruminal no se encontró interacción entre los tratamientos estudiados y el tiempo de medición, sólo se encontró diferencias estadística ($P < 0.0001$) en el tiempo de medición (Anexo 2). A las 0 y 3 h no hubo diferencias estadística entre tratamientos; sin embargo, a las 6 y 9 h, si hubo diferencias ($P < 0.05$), a las 6 h, los animales que consumieron sólo pasto, tuvieron el mayor valor de pH con respecto a los animales que fueron suplementados con PCPASF, sin diferencias entre los otros tratamientos estudiados, a las 9 h, los animales que consumieron sólo pasto y los que fueron suplementados con PSF, PF y PCPASF, presentaron los valores más alto de pH con respecto a los animales que fueron suplementados con PCPAF, pero no se encontró diferencias estadística en el pH de estos últimos animales con respecto a los otros animales suplementados (Cuadro 7).

Cuadro 7. pH en rumen de toretes alimentados con pasto y suplementados con pollinaza fermentada y no fermentada

Tiempo (Horas)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	Pasto Cuba CT-115	EE±
0	6.92 ^a	6.91 ^a	6.98 ^a	6.94 ^a	6.92 ^a	0.1297
3	6.92 ^a	6.82 ^a	6.79 ^a	6.84 ^a	6.86 ^a	0.1297
6	6.56 ^{ab}	6.45 ^{ab}	6.35 ^b	6.46 ^{ab}	6.74 ^a	0.1297*
9	6.29 ^b	6.33 ^{ab}	6.24 ^b	6.43 ^{ab}	6.67 ^a	0.1297*
12	6.18 ^a	6.29 ^a	6.29 ^a	6.29 ^a	6.53 ^a	0.1297
15	6.22 ^b	6.19 ^b	6.30 ^{ab}	6.17 ^b	6.65 ^a	0.1297**
18	6.45 ^a	6.50 ^a	6.52 ^a	6.50 ^a	6.69 ^a	0.1297
21	6.60 ^a	6.62 ^a	6.80 ^a	6.69 ^a	6.89 ^a	0.1297
24	6.84 ^a	6.95 ^a	6.98 ^a	6.89 ^a	6.98 ^a	0.1297

^{ab} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

* $P < 0.05$; *** $P < 0.001$

A las 12 h, no se encontró diferencias, pero a las 15 h, los animales que consumieron sólo pasto, tuvieron el mayor ($P < 0.01$) valor de pH con respecto a las animales suplementados con PSF, PF y PCPASF, pero fue similar al pH de los animales suplementados con PCPAF. A las 18, 21 y 24 h no se encontró diferencias entre los tratamientos estudiados (Cuadro 7). En la Figura 4, se observa que el pH ruminal en todos los horarios estudiados y con los diferentes suplementos fermentados y no fermentado, siempre es mayor de 6.

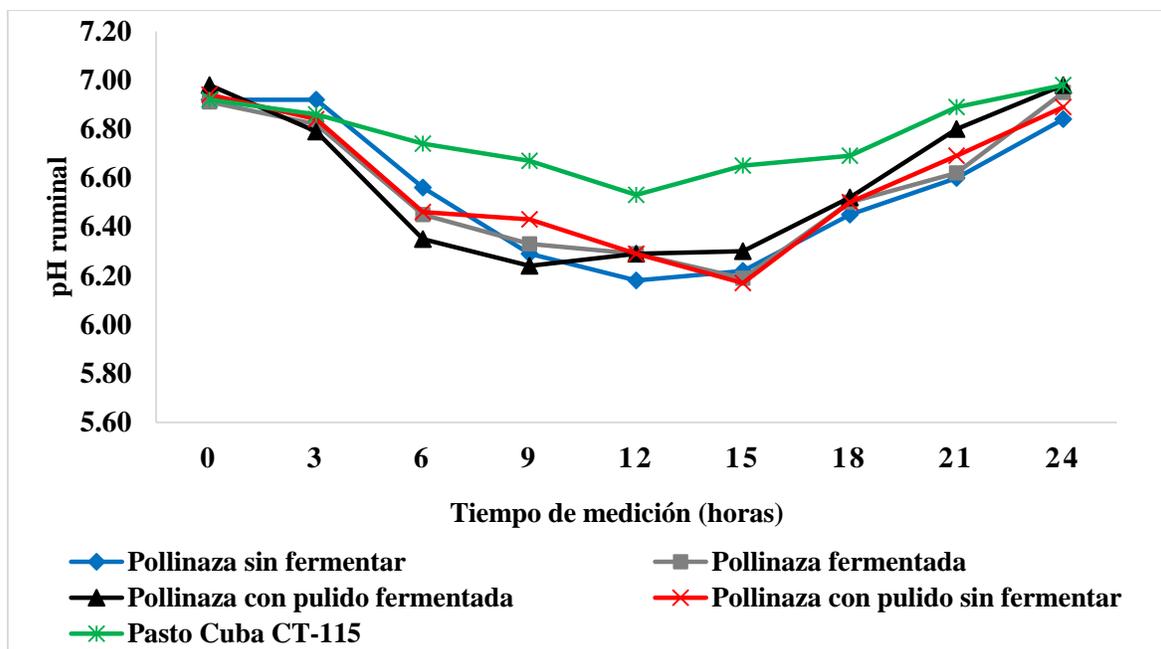


Figura 4. pH en líquido ruminal de toretes alimentados con pasto y suplementados con pollinaza fermentada y no fermentada

6.4. Degradación efectiva ruminal de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza

En relación a la degradación efectiva ruminal de la materia seca (DERMS) de los suplementos, a medida que se incrementa la tasa de recambio ruminal, la DERMS disminuyó. Cuando se utilizó la tasa de recambio ruminal 0.03, el suplemento PF tuvo el mayor valor ($P < 0.01$) de DERMS; no se encontró diferencias estadística entre los otros suplementos estudiados. Con las tasas de recambio 0.044 y 0.05, el suplemento de PF tuvo el mayor valor ($P < 0.01$) de DERMS con respecto a los suplementos PSF y PCPASF, pero fue similar al suplemento de PCPAF (Cuadro 8).

En relación a la degradación *in situ* de la materia seca (DIMS), se encontró interacción ($P < 0.0001$) entre los tratamientos estudiados y el tiempo de incubación ruminal (Anexo 3). En la Figura 5 se observa que el suplemento de PSF tuvo las menores DIMS a las 0, 3, 6 y 9 h de incubación ruminal; a las 24 h de incubación el valor más bajo de DIMS se encontró el suplemento PCPASF con respecto a PF, sin diferencias entre los otros suplementos estudiados (Cuadro 9).

Cuadro 8. Degradación efectiva ruminal (%) de la materia seca de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza con diferentes tasa de recambio ruminal

Tasa de recambio (K)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	EE±
k= 0.03	71.52 ^b	75.70 ^a	72.56 ^b	72.03 ^b	0.2779**
k=0.044	65.98 ^b	70.98 ^a	68.32 ^{ab}	67.54 ^b	0.3246**
k= 0.05	63.95 ^b	69.25 ^a	66.75 ^{ab}	65.89 ^b	0.3442**

^{ab} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

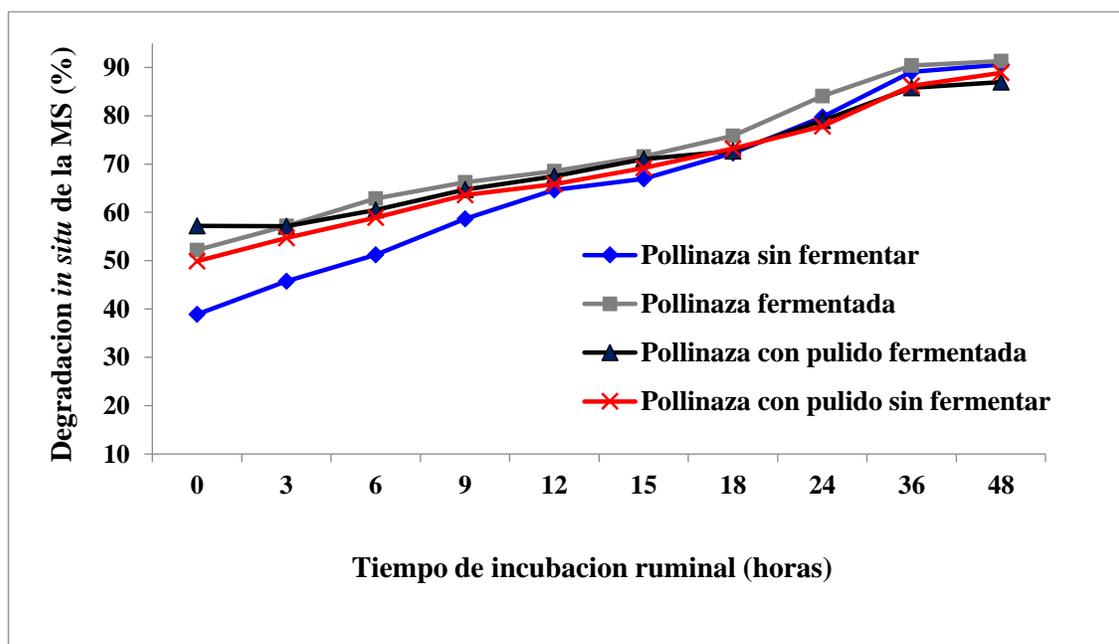


Figura 5. Degradación *in situ* de la materia seca de alimentos fermentados a base de pollinaza fermentados y no fermentados

Cuadro 9. Degradación *in situ* de la materia seca de los alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados

Tiempo (Horas)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	EE±
0	38.89 ^c	52.18 ^{ab}	57.18 ^a	49.87 ^b	2.0397***
3	45.74 ^b	57.19 ^a	57.10 ^a	54.68 ^a	2.0397***
6	51.21 ^b	62.88 ^a	60.52 ^a	58.94 ^a	2.0397***
9	58.66 ^b	66.22 ^a	64.72 ^a	63.60 ^{ba}	2.0397**
12	64.66 ^a	68.54 ^a	67.48 ^a	65.84 ^a	2.0397
15	66.97 ^a	71.54 ^a	71.04 ^a	69.20 ^a	2.0397
18	72.27 ^a	75.84 ^a	72.70 ^a	73.22 ^a	2.0397
24	79.73 ^{ba}	84.05 ^a	78.96 ^{ba}	77.83 ^b	2.0397*
36	89.06 ^a	90.37 ^a	85.75 ^a	86.18 ^a	2.0397
48	90.59 ^a	91.30 ^a	86.98 ^a	88.85 ^a	2.0397

^{abc} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

En relación a la degradación efectiva ruminal de la materia orgánica (DERMO) de los suplementos, ésta disminuye al incrementar la tasa de recambio ruminal. Con la tasa de recambio de 0.03, el suplemento PF presento el mayor valor de DERMO; sin embargo, para las tasas de recambio 0.045 y 0.05 los suplementos PF y PCPAF presentan los mayores valores, los valores de DERMO del suplemento PCPAF es similar al suplemento PCPASF y el valor de éste último es similar al suplemento PSF (Cuadro 10).

Cuadro 10. Degradación efectiva ruminal (%) de la materia orgánica de los alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados con diferentes tasa de recambio ruminal

Tasa de recambio (K)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	EE±
$k= 0.03$	71.64 ^b	75.14 ^a	72.76 ^b	71.97 ^b	0.2213**
$k=0.044$	66.00 ^c	70.35 ^a	68.34 ^{ab}	66.92 ^{bc}	0.2450**
$k= 0.05$	63.46 ^c	68.59 ^a	66.71 ^{ab}	65.07 ^{bc}	0.2623**

^{abc} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

En relación a la degradación *in situ* de la materia seca (DIMO), se encontró interacción ($P < 0.0001$) entre los tratamientos estudiados y el tiempo de incubación ruminal (Anexo 4). En la Figura 6 se observa que el suplemento de PSF tuvo la menores DIMO a las 0, 3, 6 y 9 h de incubación ruminal, en relación al resto de los suplementos y entre los cuales, no hubo diferencias estadística ($P \geq 0.05$) entre estos; a las 24 h de incubación el suplemento PF tuvo el mayor porcentaje de DIMO en relación a los otros suplemento estudiados (Cuadro 11).

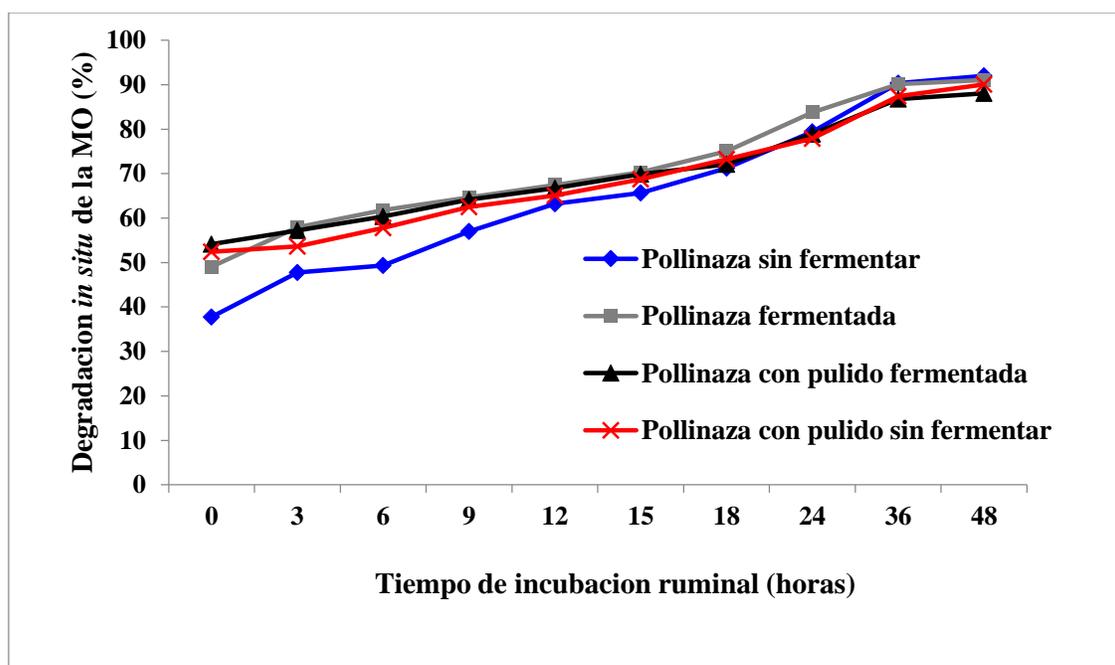


Figura 6. Degradación *in situ* de la materia orgánica de alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados

En relación a la degradación efectiva ruminal de la proteína cruda (DERPC) de los suplementos, ésta disminuye al incrementar la tasa de recambio ruminal. En todas las tasa de recambio ruminal estudiadas, los suplementos PF y PCPAF tuvieron el mayor porcentaje de DERPC, éste último suplemento, tuvo valores de DERPC similar al suplemento PCPASF, así mismo, éste último tuvo valores similares al suplemento PSF (Cuadro 12).

En relación a la degradación *in situ* de la proteína cruda (DIPC), se encontró interacción ($P < 0.0001$) entre los tratamientos estudiados y el tiempo de incubación ruminal (Anexo 5). En la Figura 7 se observa que el suplemento de PSF tuvo la menor DIPC en las primeras horas de incubación ruminal (0, 3 y 6 h) en relación a los otros suplementos y entre los cuales, no hubo

diferencias estadísticas entre ellos. A las 9 h los suplementos PSF y PCPASF tuvieron los menores porcentajes de DIPC, sin diferencias entre ellos (Cuadro 13).

Cuadro 11. Degradación *in situ* de la materia orgánica de los alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados

Tiempo (Horas)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	EE±
0	37.76 ^b	49.04 ^a	54.10 ^a	52.42 ^a	1.9954***
3	47.74 ^b	57.92 ^a	57.19 ^a	53.63 ^a	1.9954***
6	49.31 ^b	61.79 ^a	60.38 ^a	57.81 ^a	1.9954***
9	57.01 ^b	64.67 ^a	64.13 ^a	62.54 ^a	1.9954**
12	63.24 ^a	67.42 ^a	66.75 ^a	65.07 ^a	1.9954
15	65.68 ^a	70.28 ^a	69.91 ^a	68.72 ^a	1.9954
18	71.25 ^a	75.03 ^a	72.12 ^a	73.27 ^a	1.9954
24	79.43 ^b	83.75 ^a	78.88 ^b	77.91 ^b	1.9954**
36	90.39 ^a	90.12 ^a	86.77 ^a	87.44 ^a	1.9954
48	91.99 ^a	91.07 ^a	88.10 ^a	90.05 ^a	1.9954

^{ab} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

Cuadro 12. Degradación efectiva ruminal (%) de la proteína cruda de los alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados

Tasa de recambio (K)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	EE±
$k=0.03$	80.83 ^c	83.95 ^a	83.38 ^{ab}	81.82 ^{bc}	0.2285**
$k=0.044$	77.19 ^c	80.75 ^a	80.31 ^{ab}	78.56 ^{bc}	0.2129**
$k=0.05$	75.80 ^c	79.52 ^a	79.13 ^a	77.31 ^{bc}	0.2114***

^{abc} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

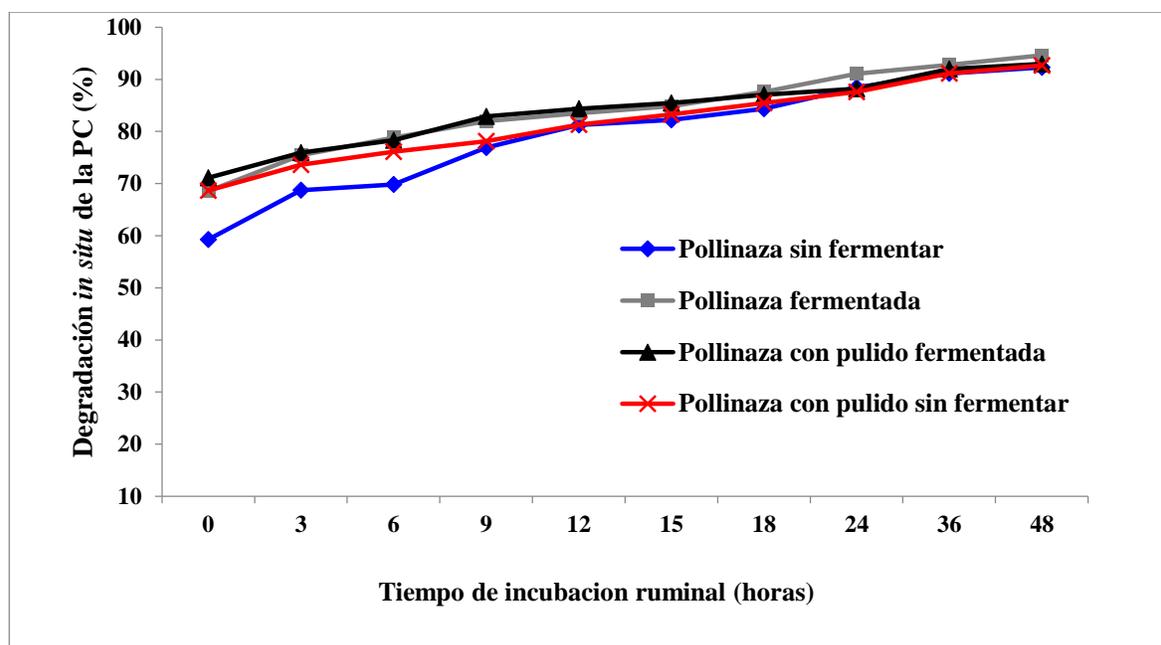


Figura 7. Degradación *in situ* de la proteína cruda de alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados

Cuadro 13. Degradación *in situ* de la proteína cruda de los alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados

Tiempo (Horas)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	EE±
0	59.24 ^b	68.56 ^a	71.12 ^a	68.65 ^a	1.1754***
3	68.72 ^b	75.44 ^a	75.93 ^a	73.63 ^a	1.1754***
6	69.85 ^b	78.78 ^a	78.32 ^a	76.11 ^a	1.1754***
9	76.89 ^b	81.98 ^a	82.90 ^a	78.15 ^b	1.1754***
12	81.24 ^b	83.50 ^{ab}	84.39 ^a	81.34 ^{ab}	1.1754*
15	82.25 ^b	84.87 ^{ab}	85.49 ^a	83.24 ^{ab}	1.1754*
18	84.37 ^b	87.63 ^a	87.04 ^{ab}	85.44 ^{ab}	1.1754*
24	88.45 ^{ab}	91.10 ^a	88.20 ^{ab}	87.60 ^b	1.1754*
36	91.17 ^a	92.82 ^a	91.98 ^a	91.14 ^a	1.1754
48	92.29 ^a	94.64 ^a	92.97 ^a	92.70 ^a	1.1754

^{ab} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

La degradación efectiva ruminal de la fibra detergente neutro (DERFDN) de los suplementos, disminuye al incrementar la tasa de recambio ruminal (Cuadro 14). En la tasa de recambio ruminal 0.03, los suplementos PSF y PF, tuvieron los mayores porcentajes de DERFDN, sin diferencias estadística ($P \geq 0.05$) entre ellos. El suplemento PCPASF tuvo el valor intermedio y el suplemento PCPAF el valor más bajo. En las otras tasas de recambio ruminal estudiadas, no se encontró diferencias estadísticas entre suplementos.

Cuadro 14. Degradación efectiva ruminal (%) de la fibra detergente neutro de los alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados

Tasa de recambio (K)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	EE±
k= 0.03	47.93 ^a	46.84 ^a	33.44 ^c	41.41 ^b	0.3106***
k=0.044	32.83 ^a	39.20 ^a	27.52 ^a	35.18 ^a	1.8305
k= 0.05	30.47 ^a	36.48 ^a	25.52 ^a	33.00 ^a	1.6985

^{abc} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

En relación a la degradación *in situ* de la fibra detergente neutro (DIFDN), se encontró interacción ($P < 0.0001$) entre los tratamientos estudiados y el tiempo de incubación ruminal (Anexo 6). En la Figura 8 se observa que a partir de las 12 h de incubación ruminal, el suplemento de PCPAF tuvo los menores porcentajes de DIFDN (Cuadro 15).

En relación a la degradación efectiva ruminal de la fibra detergente ácida (DERFDA) de los suplementos, ésta disminuye al incrementar la tasa de recambio ruminal. En todas la tasa de recambio ruminal estudiadas, el suplemento PSF tuvo el mayor porcentaje de DERFDA con respecto a la PCPASF; sin embargo, no hay diferencias ($P \geq 0.05$) con los otros suplementos estudiados (Cuadro 16).

En relación a la degradación *in situ* de la fibra detergente ácida (DIFDA), se encontró interacción ($P < 0.0001$) entre los tratamientos estudiados y el tiempo de incubación ruminal (Anexo 7). En la Figura 9 y Cuadro 17, se observa que la PSF tuvo los mayores ($P \geq 0.05$) porcentajes de DIFDA en todos los tiempos de incubación ruminal.

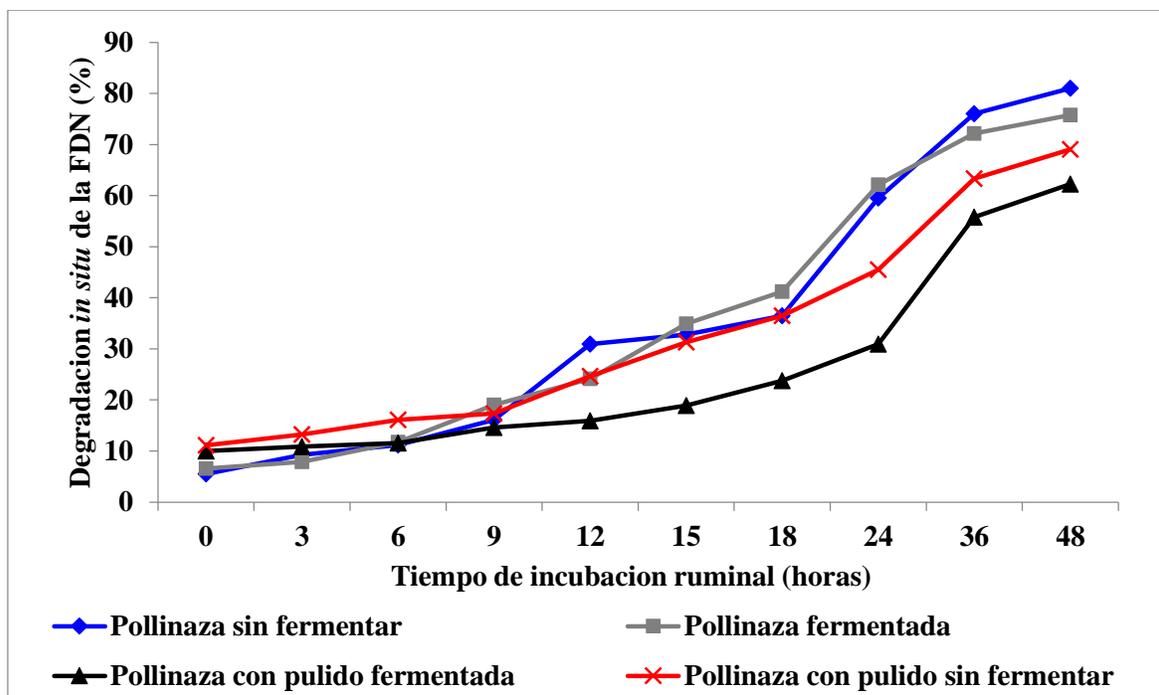


Figura 8. Degradación *in situ* de la fibra detergente neutro de alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados

Cuadro 15. Degradación *in situ* de la fibra detergente neutro de los alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados

Tiempo (Horas)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	EE±
0	5.54 ^b	6.56 ^a	10.02 ^{ab}	11.13 ^a	2.1377*
3	9.23 ^a	7.88 ^a	10.87 ^a	13.25 ^a	2.1377
6	11.21 ^a	11.73 ^a	11.54 ^a	16.13 ^a	2.1377
9	16.13 ^a	19.06 ^a	14.59 ^a	17.33 ^a	2.1377
12	30.90 ^a	24.16 ^b	15.93 ^c	24.65 ^b	2.1377***
15	32.77 ^a	34.91 ^a	18.89 ^b	31.32 ^a	2.1377***
18	36.48 ^a	41.23 ^a	23.75 ^b	36.45 ^a	2.1377***
24	59.53 ^a	62.14 ^a	30.90 ^c	45.48 ^b	2.1377***
36	76.01 ^a	72.14 ^a	55.76 ^c	63.29 ^b	2.1377***
48	81.01 ^a	75.77 ^a	62.29 ^c	69.07 ^b	2.1377***

^{abc} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

Cuadro 16. Degradación efectiva ruminal (%) de la fibra detergente ácida de los alimentos a base de pollinaza fermentados y no fermentados

Tasa de recambio (K)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	EE±
$k=0.03$	36.21 ^a	30.83 ^{ab}	23.28 ^{ab}	18.32 ^b	1.5152*
$k=0.044$	32.04 ^a	26.28 ^{ab}	20.18 ^{ab}	16.26 ^b	1.3765*
$k=0.05$	30.59 ^a	24.70 ^{ab}	19.09 ^{ab}	15.53 ^b	1.3189*

^{ab}Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

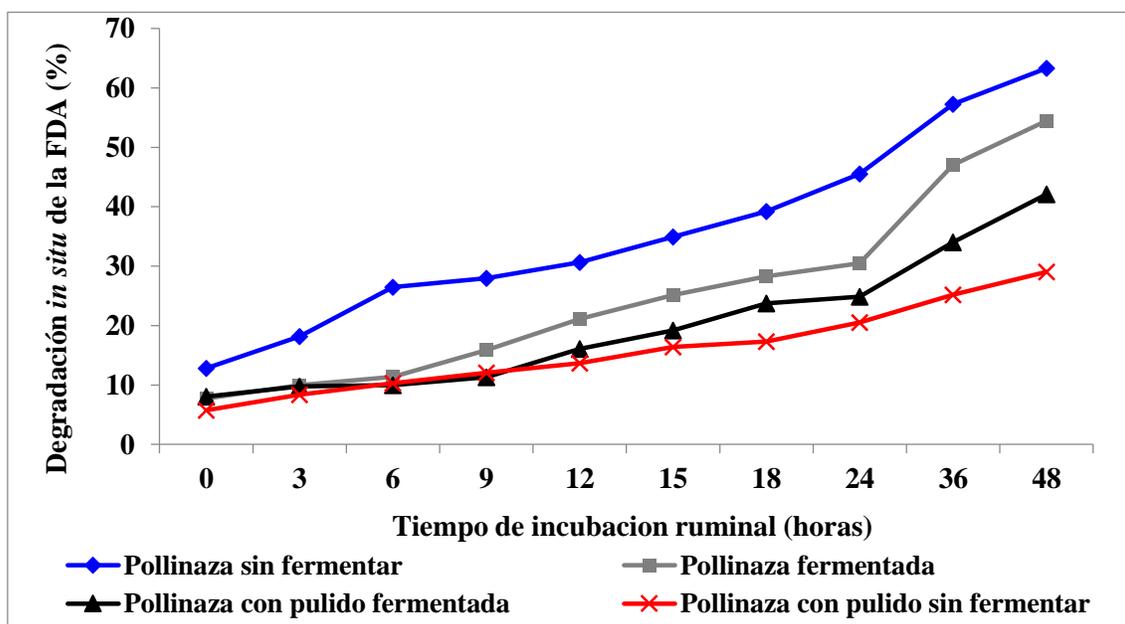


Figura 9. Degradación *in situ* de la fibra detergente ácida de los suplementos a base de pollinaza fermentados y no fermentados

Cuadro 17. Degradación *in situ* de la fibra detergente ácida de los suplementos a base de pollinaza fermentados y no fermentados

Tiempo (Horas)	Tasa de degradación (%)				EE±
	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	
0	12.83 ^a	7.74 ^b	8.06 ^b	5.77 ^b	1.1388***
3	18.20 ^a	9.97 ^b	9.79 ^b	8.40 ^b	1.1388***
6	26.48 ^a	11.38 ^b	9.97 ^b	10.28 ^b	1.1388***
9	27.98 ^a	15.89 ^b	11.31 ^c	12.08 ^c	1.1388***
12	30.65 ^a	21.13 ^b	16.09 ^c	13.70 ^c	1.1388***
15	34.95 ^a	25.14 ^b	19.18 ^c	16.43 ^c	1.1388***
18	39.24 ^a	28.32 ^b	23.77 ^c	17.32 ^d	1.1388***
24	45.53 ^a	30.51 ^b	24.85 ^c	20.51 ^d	1.1388***
36	57.28 ^a	47.05 ^b	34.00 ^c	25.20 ^d	1.1388***
48	63.33 ^a	54.47 ^b	42.12 ^c	29.02 ^d	1.1388***

^{abcd} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

En el Cuadro 18, se observa el promedio y las desviación estándar de los diferentes componentes del pasto Cuba CT-115 que consumieron los animales en los diferentes periodos experimentales.

Cuadro 18. Degradación efectiva ruminal (%) de los componentes del pasto Cuba CT-115 a diferentes tasas de recambio ruminal

Factores	Tasa de recambio ruminal (<i>k</i>)		
	<i>k</i> =0.03	<i>k</i> = 0.044	<i>k</i> = 0.05
DERMS ¹	39.59±1.95	36.54±2.12	35.46±2.20
DERMO ²	37.52±1.68	34.39±1.91	33.28±2.01
DERPC ³	56.61±1.39	53.52±1.51	52.39±1.57
DERFDN ⁴	29.31±1.95	26.15±1.73	25.04±1.65
DERFDA ⁵	21.37±1.37	18.16±1.24	17.05±1.20

¹DERMS: Degradación efectiva ruminal de la materia seca; ²DERMO: Degradación efectiva ruminal de la materia orgánica; ³DERPC: Degradación efectiva ruminal de la proteína cruda; ⁴DERFDN: Degradación efectiva ruminal de la fibra detergente neutro; ⁵DERFDA: Degradación efectiva ruminal de la fibra detergente ácida.

6.5. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación ruminal del pasto Cuba CT-115

En relación al efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación efectiva ruminal de la materia seca del pasto (DERMS) usando diferentes tasas de recambio ruminal, no se encontró efecto entre los tratamientos estudiados (Cuadro 19).

Cuadro 19. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación efectiva ruminal (%) de la materia seca del pasto Cuba CT-115

Tasa de recambio (K)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	pasto Cuba CT-115	EE±
<i>k</i> = 0.03	42.33 ^a	41.95 ^a	41.08 ^a	41.88 ^a	39.58 ^a	0.2908
<i>k</i> = .044	38.95 ^a	38.57 ^a	37.82 ^a	38.49 ^a	36.54 ^a	0.2904
<i>k</i> = 0.05	37.72 ^a	37.35 ^a	36.64 ^a	37.27 ^a	35.46 ^a	0.2901

^aMedias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

En relación al efecto de los suplementos fermentados y no fermentados en la degradación *in situ* de la materia seca del pasto (DIMS), se encontró interacción ($P < 0.05$) entre los tratamientos estudiados y el tiempo de incubación ruminal (Anexo 8). En la Figura 10 y Cuadro 20, se observa que a las 24 h de incubación ruminal, todos los suplementos estudiados incrementaron la DIMS, sin diferencias estadística ($P \geq 0.05$) entre ellos.

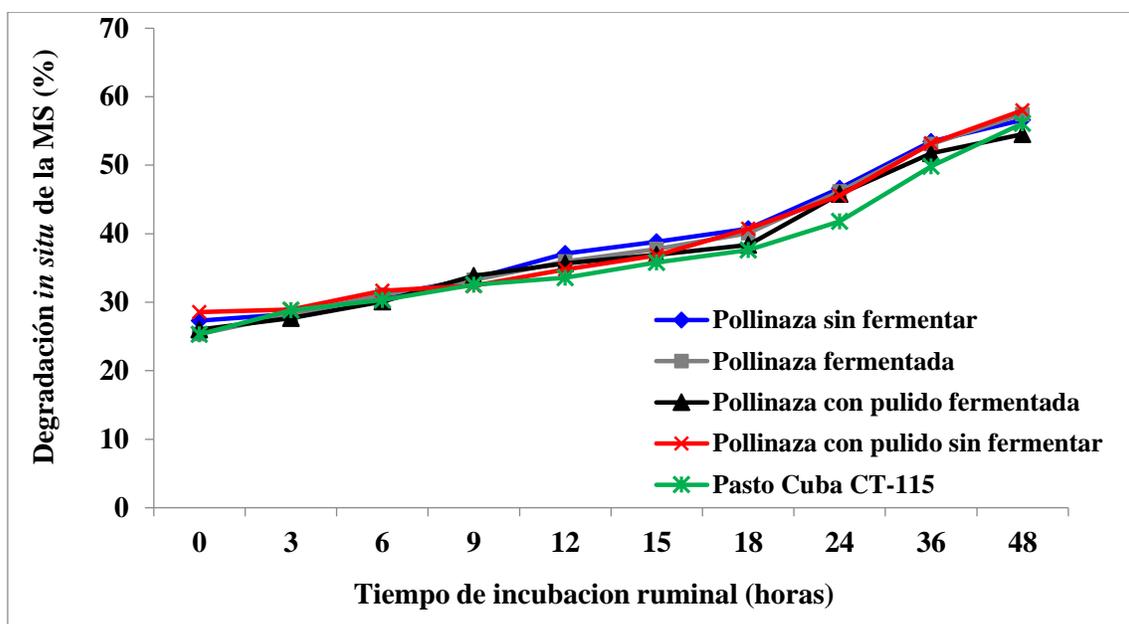


Figura 10. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación *in situ* de la materia seca del pasto Cuba CT-115

Cuadro 20. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación *in situ* (%) de la materia seca del pasto Cuba CT-115

Tiempo (Horas)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	Pasto Cuba CT-115	EE±
0	27.30 ^a	25.35 ^a	26.02 ^a	28.56 ^a	25.33 ^a	1.3733
3	28.27 ^a	28.21 ^a	27.66 ^a	28.93 ^a	28.86 ^a	1.3733
6	30.92 ^a	31.05 ^a	30.08 ^a	31.66 ^a	30.32 ^a	1.3733
9	33.44 ^a	33.25 ^a	33.84 ^a	32.42 ^a	32.56 ^a	1.3733
12	37.09 ^a	35.93 ^a	35.69 ^a	34.79 ^a	33.59 ^a	1.3733
15	38.82 ^a	37.75 ^a	36.94 ^a	36.81 ^a	35.79 ^a	1.3733
18	40.72 ^a	40.09 ^a	38.34 ^a	40.71 ^a	37.63 ^a	1.3733
24	46.62 ^a	46.16 ^a	45.81 ^a	45.56 ^a	41.82 ^b	1.3733**
36	53.43 ^a	53.09 ^a	51.75 ^a	53.17 ^a	49.85 ^a	1.3733
48	56.60 ^a	57.43 ^a	54.53 ^a	57.99 ^a	56.11 ^a	1.3733

^{ab} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

En relación al efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación efectiva ruminal de la materia orgánica del pasto (DERMO), en las tres tasas de recambio ruminal estudiada, todos los suplementos incrementaron ($P < 0.5$) la DERMO sin diferencias estadística ($P \geq 0.05$) entre ellos (Cuadro 21).

Cuadro 21. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación efectiva ruminal (%) de la materia orgánica del pasto Cuba CT-115

Tasa de recambio (K)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	Pasto Cuba CT-115	EE±
$k = 0.03$	40.95 ^a	40.43 ^a	39.72 ^a	40.40 ^a	37.51 ^b	0.2985*
$k = .044$	37.46 ^a	36.94 ^a	36.34 ^a	36.90 ^a	34.39 ^b	0.2927*
$k = 0.05$	36.20 ^a	35.69 ^a	35.13 ^a	35.65 ^a	32.28 ^b	0.2908*

^{ab} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

En relación al efecto de los suplementos fermentados y no fermentados en la degradación *in situ* de la materia orgánica del pasto (DIMO), no se encontró interacción entre los factores estudiados, tampoco se encontró efecto de tratamiento, sin embargo, se encontró efecto en el tiempo de incubación (Anexo 9). En la Figura 11 y Cuadro 22, se observa que a las 18 h de incubación ruminal, el suplemento PSF incrementó el porcentaje de DIMO, no se encontró efecto en los otros suplementos. A las 24 y 36 h de incubación ruminal, todos los suplementos estudiados incrementaron la DIMO, sin diferencias estadística entre ellos.

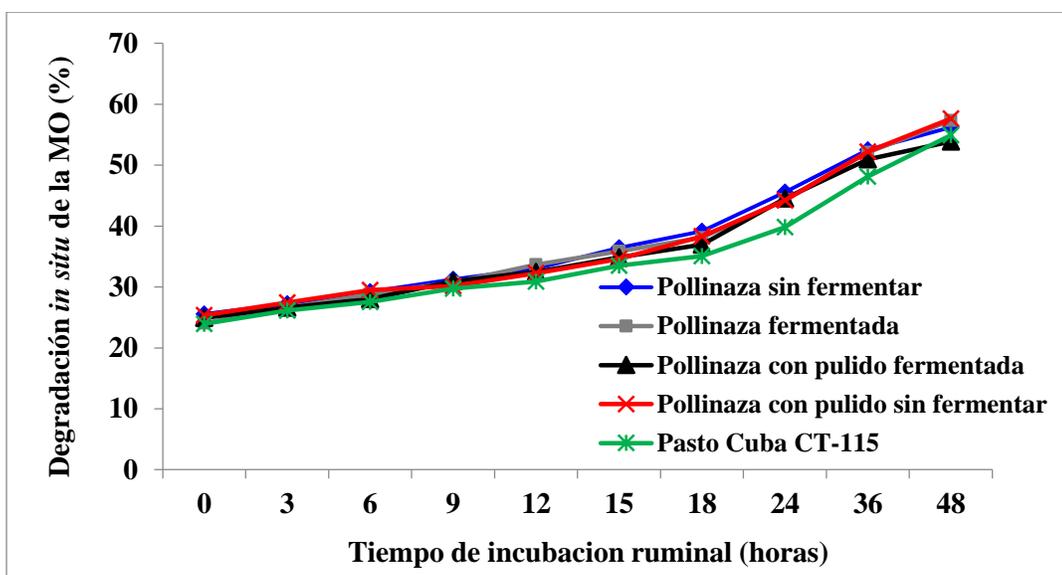


Figura 11. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación *in situ* de la materia orgánica del pasto Cuba CT-115

Cuadro 22. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación *in situ* (%) de la materia orgánica del pasto Cuba CT-115

Tiempo (Horas)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	Pasto Cuba CT-115	EE±
0	25.59 ^a	24.03 ^a	24.92 ^a	25.36 ^a	23.92 ^a	1.4013
3	27.25 ^a	26.56 ^a	26.61 ^a	27.45 ^a	26.12 ^a	1.4013
6	29.22 ^a	28.85 ^a	28.02 ^a	29.49 ^a	27.55 ^a	1.4013
9	31.24 ^a	30.71 ^a	30.95 ^a	30.14 ^a	29.75 ^a	1.4013
12	33.03 ^a	33.67 ^a	32.47 ^a	32.26 ^a	30.88 ^a	1.4013
15	36.42 ^a	35.88 ^a	34.86 ^a	34.58 ^a	33.49 ^a	1.4013
18	39.14 ^a	38.11 ^{ab}	36.94 ^{ab}	38.29 ^{ab}	35.06 ^b	1.4013*
24	45.56 ^a	44.32 ^a	44.54 ^a	44.21 ^a	39.83 ^b	1.4013*
36	52.50 ^a	52.08 ^a	50.94 ^a	52.19 ^a	48.14 ^b	1.4013*
48	56.23 ^a	57.35 ^a	53.89 ^a	57.63 ^a	54.95 ^a	1.4013

^{ab} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

En relación al efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación efectiva ruminal de la proteína cruda del pasto (DERPC), en las tres tasa de recambio ruminal estudiada, todos los suplementos disminuyeron ($P < 0.001$) la DERP, sin diferencias entre los suplementos estudiados (Cuadro 23).

Cuadro 23. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación efectiva ruminal (%) de la proteína cruda del pasto Cuba CT-115

Tasa de recambio (K)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	Pasto Cuba CT-115	EE±
$k = 0.03$	52.42 ^b	53.03 ^b	51.81 ^b	53.39 ^b	56.61 ^a	0.2638***
$k = .044$	49.53 ^b	49.94 ^b	49.05 ^b	50.21 ^b	53.52 ^a	0.2444***
$k = 0.05$	48.45 ^b	48.80 ^b	48.03 ^b	49.05 ^b	52.39 ^a	0.2381***

^{ab} Medias con diferentes literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

En relación al efecto de los suplementos fermentados y no fermentados en la degradación *in situ* de la proteína cruda del pasto (DIPC), se encontró interacción ($P < 0.0001$) entre los suplementos estudiados y el tiempo de incubación ruminal (Anexo 10). En la Figura 12 y Cuadro 24, se observa, en general, que los suplementos disminuyeron la DIPC.

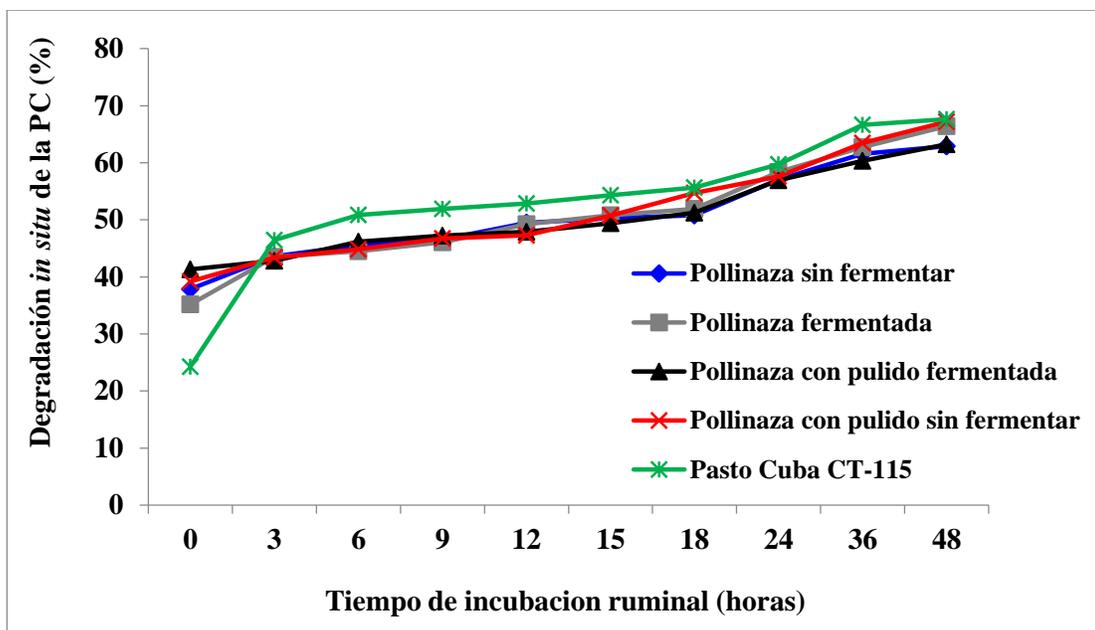


Figura 12. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación *in situ* de la proteína cruda del pasto Cuba CT-115

Cuadro 24. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación *in situ* (%) de la proteína cruda del pasto Cuba CT-115

Tiempo (Horas)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	Pasto Cuba CT-115	EE±
0	37.88 ^{bc}	35.17 ^c	41.30 ^a	39.20 ^{ba}	24.27 ^d	1.0794***
3	43.59 ^{ba}	43.47 ^b	42.82 ^b	43.40 ^b	46.45 ^a	1.0794**
6	45.54 ^b	44.47 ^b	46.16 ^b	44.80 ^b	50.84 ^a	1.0794***
9	46.57 ^a	46.03 ^a	47.25 ^a	46.73 ^a	51.93 ^a	1.0794***
12	49.47 ^b	49.22 ^b	47.90 ^b	47.28 ^b	52.84 ^a	1.0794***
15	50.30 ^b	50.77 ^b	49.42 ^b	50.72 ^b	54.31 ^a	1.0794***
18	50.81 ^c	51.90 ^{bc}	51.24 ^c	54.71 ^{ba}	55.66 ^a	1.0794***
24	57.04 ^a	58.37 ^a	56.94 ^a	57.57 ^a	59.70 ^a	1.0794
36	61.57 ^{bc}	62.71 ^{bc}	60.30 ^c	63.45 ^b	66.62 ^a	1.0794***
48	62.87 ^b	66.42 ^a	63.22 ^b	67.21 ^a	67.61 ^a	1.0794***

^{abc} Medias en la misma fila con diferente literal difieren a $P \leq 0.05$

En relación al efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación efectiva ruminal de la fibra detergente neutro del pasto (DERFDN), con tasa de recambio de 0.03, los suplementos de PSF y la PF incrementaron la DERFDN, sin diferencias estadísticas entre ellos, pero el suplemento de PF tuvo valor similar al suplemento PCPASF y este último fue similar al suplemento PCPAF. Con tasa de recambio ruminal de 0.044 y 0.05, los suplementos PSF y PF incrementaron en mayor valor el porcentaje de DERFDN del pasto (Cuadro 25).

Cuadro 25. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación efectiva ruminal de la fibra detergente neutro del pasto Cuba CT-115

Tasa de recambio (k)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	Pasto Cuba CT-115	EE±
k=0.03	35.84 ^a	34.51 ^{ab}	32.13 ^c	33.66 ^{bc}	29.36 ^d	0.1802***
k=0.044	31.89 ^a	30.75 ^{ab}	29.12 ^b	29.76 ^b	26.22 ^c	0.1589***
k=0.05	30.50 ^a	29.40 ^{ab}	28.05 ^b	28.39 ^b	25.12 ^c	0.1530***

^{abc} Medias en la misma fila con diferente literal difieren $P \leq 0.05$

En relación al efecto de los suplementos fermentados y no fermentados en la degradación *in situ* de la fibra detergente neutro del pasto (DIFDN), se encontró interacción ($P < 0.0001$) entre los suplementos estudiados y el tiempo de incubación ruminal (Anexo 11). En la Figura 13 y Cuadro 26, en general, se observa que los suplementos incrementan la DIFDN.

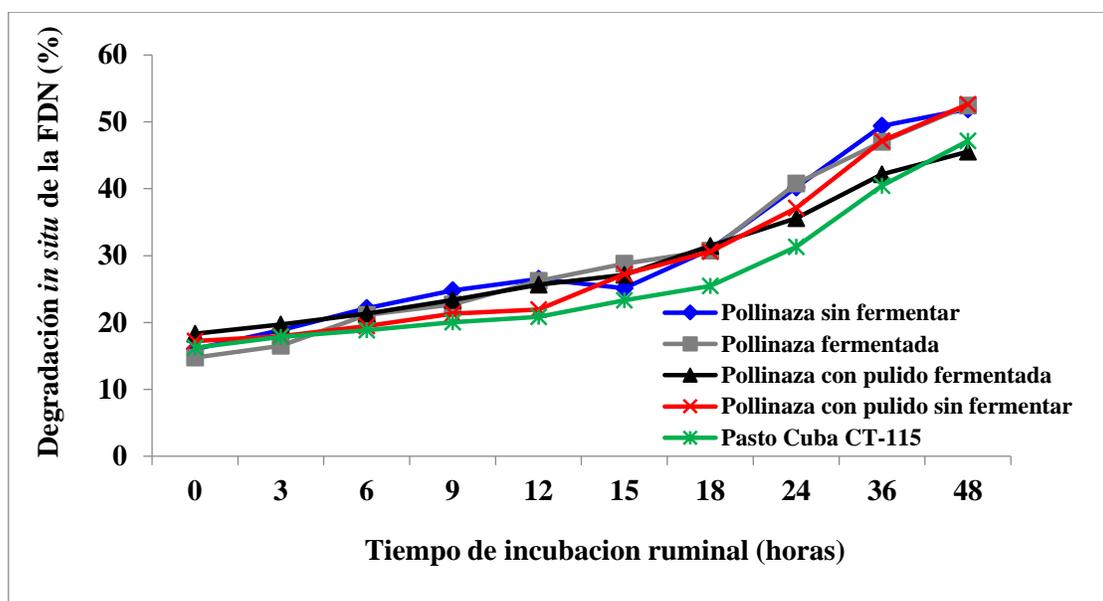


Figura 13. Efecto de los alimentos fermentados a base de pollinaza en la degradación *in situ* de la fibra detergente neutro del pasto Cuba CT-115

Cuadro 26. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación *in situ* (%) de la fibra detergente neutro del pasto Cuba CT-115

Tiempo (Horas)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	Pasto Cuba CT-115	EE±
0	16.05 ^{ab}	14.77 ^b	18.33 ^a	17.25 ^{ab}	16.23 ^{ab}	1.1377*
3	18.85 ^{ab}	16.52 ^b	19.72 ^a	17.94 ^{ab}	17.83 ^{ab}	1.1377*
6	22.14 ^a	21.11 ^{ab}	21.32 ^{ab}	19.45 ^{ab}	18.87 ^b	1.1377*
9	24.79 ^a	22.68 ^{abc}	23.37 ^{ab}	21.34 ^{bc}	20.05 ^c	1.1377***
12	26.49 ^a	26.24 ^a	25.64 ^a	21.94 ^b	20.87 ^b	1.1377***
15	25.12 ^a	28.77 ^a	27.14 ^a	27.23 ^a	23.32 ^b	1.1377***
18	30.91 ^a	30.73 ^a	31.44 ^a	30.61 ^a	25.48 ^b	1.1377****
24	40.22 ^{ab}	40.79 ^a	35.59 ^c	37.12 ^{bc}	31.31 ^d	1.1377***
36	49.40 ^a	47.00 ^a	42.17 ^b	47.16 ^a	40.45 ^b	1.1377***
48	51.91 ^a	52.40 ^a	45.53 ^b	52.60 ^a	47.14 ^b	1.1377***

^{abc} Medias en la misma fila con diferente literal difieren a $P \leq 0.05$

En relación al efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación efectiva ruminal de la fibra detergente ácida del pasto (DERFDA), el suplemento PF tiene los mayores efectos en el incremento de DERFDA en las tres tasas de recambio estudiadas, sin embargo, en la tasa 0.05 tuvo similar efecto que el suplemento PSF (Cuadro 27).

Cuadro 27. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación efectiva ruminal (%) de la fibra detergente ácida del pasto Cuba CT-115

Tasa de recambio (k)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	Pasto Cuba CT-115	EE±
k=0.03	24.57 ^b	28.49 ^a	21.82 ^c	18.56 ^d	21.37 ^c	0.1802***
k=0.044	22.19 ^b	24.14 ^a	18.97 ^c	16.83 ^d	18.16 ^{cd}	0.1589***
k=0.05	21.35 ^a	22.65 ^a	18.00 ^b	16.21 ^c	17.05 ^{bc}	0.1530***

^{abc} Medias con diferente literal en la misma fila difieren a $P \leq 0.05$

En relación al efecto de los suplementos fermentados y no fermentados en la degradación *in situ* de la fibra detergente ácida del pasto (DIFDA), se encontró interacción ($P < 0.0001$) entre los suplementos estudiados y el tiempo de incubación ruminal (Anexo 12). En la Figura 14 y Cuadro 28, se observa que a las 3, 6 y 9 h, el suplemento de PSF tuvo los mayores incrementos en la DIFDA, a las 12 h al igual que el suplemento PF, presentan los mayores incrementos de DIFDA. A partir de las 18 h la PF presenta los mayores incrementos de DIFDA.

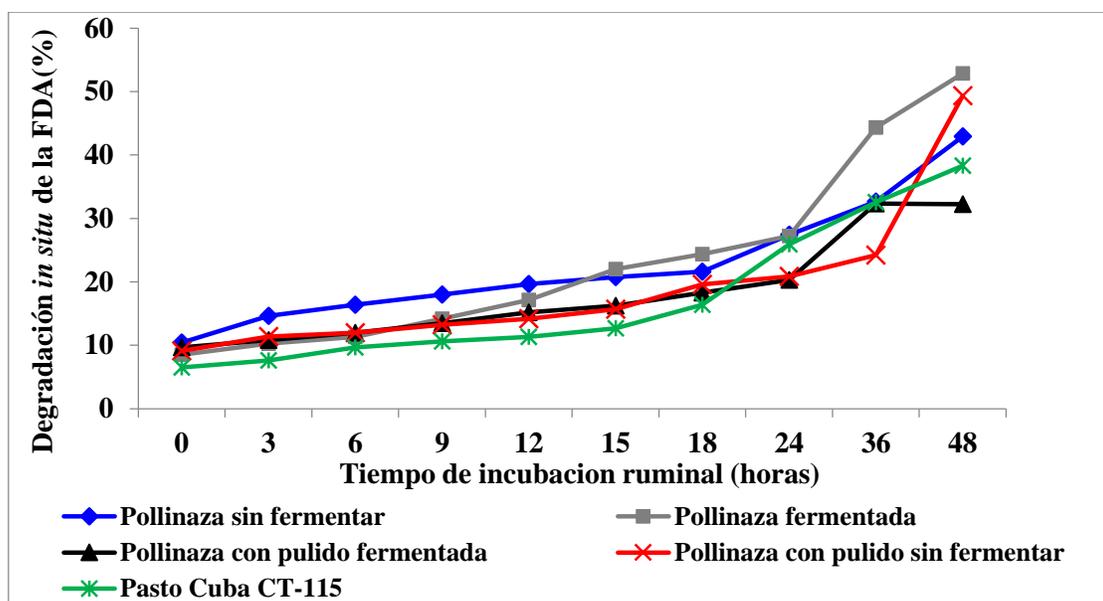


Figura 14. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación *in situ* de la fibra detergente ácida del pasto Cuba CT-115

Cuadro 28. Efecto de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza en la degradación *in situ* (%) de la fibra detergente acida del pasto Cuba CT-115

Tiempo (Horas)	Pollinaza sin fermentar	Pollinaza fermentada	Pollinaza con pulido fermentada	Pollinaza con pulido sin fermentar	Pasto Cuba CT-115	EE±
0	10.39 ^a	8.49 ^{ab}	9.66 ^a	9.10 ^a	6.50 ^b	0.9114***
3	14.65 ^a	10.24 ^b	10.81 ^b	11.38 ^b	7.60 ^c	0.9114***
6	16.40 ^a	11.30 ^b	11.96 ^b	11.95 ^b	9.67 ^b	0.9114***
9	17.99 ^a	14.18 ^b	13.49 ^b	13.22 ^b	10.62 ^c	0.9114***
12	19.64 ^a	17.16 ^{ab}	15.18 ^{bc}	14.20 ^c	11.34 ^d	0.9114***
15	20.76 ^a	22.01 ^a	16.21 ^b	15.70 ^b	12.66 ^c	0.9114***
18	21.62 ^b	24.38 ^a	18.27 ^{cd}	19.58 ^{bc}	16.37 ^d	0.9114***
24	27.42 ^a	27.23 ^a	20.28 ^b	20.87 ^b	25.93 ^a	0.9114***
36	32.64 ^b	44.35 ^a	32.35 ^b	24.21 ^c	32.56 ^b	0.9114***
48	42.90 ^c	52.84 ^a	32.22 ^e	49.36 ^b	38.31 ^d	0.9114***

^{abc} Medias en la misma fila con diferente literal difieren $P \leq 0.05$

VII. DISCUSIÓN

El contenido de MS, MO y Cenizas de la pollinaza sola sin fermentar en este estudio, es similar a lo reportado por Morales *et al.* (2002) quien analizó 19 muestras de pollinaza provenientes de 15 granjas del estado de Nuevo León; sin embargo, los valores de PC estuvieron en el rango mínimo reportado por estos investigadores, ya que el promedio que ellos reportaron fue de 31%; en otro estudio, Ramos *et al.* (2013) reportaron valores de 28% PC el cual es superior a este estudio. Los valores de FDA están en los rangos mínimos reportado por Morales *et al.* (2002), pero los valores de FDN están en el rango máximo. Al-Hello y Al-Gyabi (2012), reportaron valores de PC, MO y FDN en pollinaza similares a los observados en este estudio, no obstante, los valores de FDA que ellos reportaron son mayores. Ortiz *et al.* (2006), mencionan que la variación en la composición química de pollinaza puede estar relacionado al tipo de cama, deyecciones, plumas, descamaciones de las aves, alimento derramado y fermentaciones microbianas.

Los menores valores de MS de los alimentos fermentados se deben a que se le agregó el 12% de Vitafert, el cual es un fermento líquido que tiene 83% de humedad. Los valores bajos de PC de los suplementos fermentados y no fermentados a los cuales se les adicionó pulidura de arroz, se debe a un efecto de disgregación por la adición de la pulidura de arroz, el cual se agregó en un 20% en la ración y tiene un contenido de PC de 13.5 %, el cual es menor al contenido de PC de la pollinaza sola (23.6%).

Entre los suplementos con pollinaza sin fermentar y fermentada, no se observó el efecto de disgregación y no se encontró diferencias en PC entre estas, a pesar de que en la última, el porcentaje de inclusión de la pollinaza fue menor (77.1%) y el porcentaje restante correspondió a la melaza, Vitafert, minerales y sulfato de amonio (Cuadro 1). Lo anterior pudo deberse a que durante el proceso de fermentación, las bacterias lácticas producen ácido láctico el cual disminuye el pH, lo cual provoca que el nitrógeno amoniacal ($N-NH_3$) volátil presente en la pollinaza sola con pH alcalino (8), se transforme en amonio (NH_4) el cual no es volátil y es retenido en el sistema (Elías y Herrera, 2008). Ramos *et al.* (2013), estudiaron el tiempo de fermentación en estado sólido de la mezcla de pollinaza, melaza y Vitafert y encontraron que al día cero de fermentación el contenido de PC de la mezcla fue menor (24.32%) a la pollinaza

sola (28.3%) por un efecto de disgregación; sin embargo, a los 25 días de fermentación, el contenido de PC se incrementó a 27.7% y esto lo relacionaron al incremento del ácido láctico y disminución de pH ya que la pollinaza sola tuvo un pH de 8.03, la mezcla al día cero tuvo pH de 7.77 y a los 25 días de fermentación el pH fue de 5.5.

En relación a los valores de MS, PC, FDN y FDA del pasto Cuba CT-115 utilizado en este estudio, son similares a los obtenidos por De Dios (2012) en Tabasco para el mismo pasto en la época de seca y a los obtenidos por Romero-Treviño *et al.* (2013) en la época de verano en Nuevo León.

El amoníaco es el principal nutriente nitrogenado para las bacterias del rumen; éstas lo utilizan si existen adecuadas fuentes de energía, principalmente hidratos de carbono de fácil fermentación, para sintetizar los aminoácidos necesarios para cubrir sus necesidades proteínicas Garriz y López (2002). La máxima síntesis de proteína microbiana en rumen se alcanza según Satter y Slyter (1974) y Satter y Roffler (1975) cuando la concentración de N-NH₃ en rumen se encuentra entre 5 y 8 mg/dl; según Henderickx (1976) debe ser de 8 mg/dl, por su parte Van Soest (1994) menciona que debe ser entre 5.6 y 10 mg/dl, siempre que la disponibilidad de energía no limite el ecosistema ruminal.

Los animales que consumieron solo pasto tuvieron las menores concentraciones de N-NH₃ en líquido ruminal en relación a los otros animales suplementados en la mayoría de los horarios estudiados. La concentración de N-NH₃ en líquido ruminal de estos animales fue superior a los 8 mg/dl señalado por Henderickx (1976) para maximizar la síntesis de proteína microbiana en el rumen, siempre y cuando haya buena cantidad de energía para mejor actividad microbiana. Lo anterior pudiera estar relacionado al contenido de PC del pasto (8.2%), solamente a las 9 horas, la concentración de N-NH₃ fue menor (7.7 mg/dl). Fernández (2009) y Ramos (2005) reportaron concentraciones menores de N-NH₃ en líquido ruminal de toretes consumiendo pasto similares (*Pennisetum purpureum Schumacher*).

En todos los animales suplementados, las mayores concentraciones de N-NH₃ se alcanzan a las 3 h post-alimentación (Figura 7), lo cual pudiera atribuirse a que la producción de amoníaco producto del N soluble o degradable de la pollinaza, transcurre a mayor velocidad que su utilización. El comportamiento de las concentraciones de N-NH₃ en el rumen de los animales

suplementados obtenidas en este estudio (Figura 7), ha sido reportado también por Casper *et al.* (1999) en vacas alimentadas con 50% de concentrado elaborados con almidón y proteína de distintas degradación ruminal, 16.7% de ensilado de maíz y 33.3% de heno de alfalfa picado.

La disminución en la concentración del N-NH₃ a partir de las 6 h, pudiera deberse a que el N-NH₃ es utilizado por los microorganismos ruminales para incorporarlos a sus células como sillares de aminoácidos (Baumann *et al.*, 2004) además, de la posible absorción en las paredes celulares del rumen. Según Rodríguez *et al.* (2007) debido a la extensa degradación de las proteínas, la cantidad de N-NH₃ es elevada. Este exceso se absorbe a través del epitelio del rumen, así como de otras secciones del tracto gastrointestinal y pasa a la sangre, y posteriormente, se convierte en urea en el hígado, para reducir la circulación de este compuesto por el organismo, que es tóxico para el animal.

Según Abdoun *et al.* (2007), la forma de absorción del N-NH₃ depende del pH ruminal, cuando el pH es de 7 o mayor, la absorción es en forma de NH₃ por difusión simple y cuando el pH es de 6.5 o inferior, el N-NH₃ se absorbe predominantemente como amonio (NH₄).

Por otro lado, la urea producida se puede reciclar al rumen través de la saliva y por medio de la pared ruminal directamente desde la sangre (Reynolds y Kristensen, 2007) para utilizarse por los microorganismos o se excreta en la orina del animal con la consecuente pérdida de N (Nolan y Dobos, 2005). La síntesis de las moléculas de urea en el hígado requiere energía, por lo que es un proceso costoso y puede influir negativamente en la producción animal ya que por cada molécula de urea formada a partir del amoniaco, según Nelson *et al.* (2009) y Murray *et al.* (2013) se requieren 3 ATP y según Melo y Cuamatzi (2004), se requieren 4 ATP.

En el presente estudio se esperaba que los animales suplementados con PSF (23.58% de PC) presentaran los valores más alto de N-NH₃ a las 3 h, esto no ocurrió así, ya que las mayores concentraciones de N-NH₃ a las 3 h, se encontraron en los animales suplementos con PCPAF (21.45% de PC) y PCPASF (20.80% PC), esto pudo deberse a que el suplemento PSF, tuvo la menor degradación de la proteína (Figura 7 y Cuadro 12). Ojeda *et al.* (2012) encontraron concentraciones de N-NH₃ a las 3 h post-alimentación de 50 mg/dl en vacas fistulada consumiendo una dieta a base de heno *Cynodón dactylon* (4.8% de PC) suplementadas con un

kg de melaza de caña de azúcar, 55 g de una mezcla mineral comercial y 150 g de urea. Ramos 2005, encontró la mayor concentración de N-NH₃ (21 mg/dl) en el líquido ruminal de toretes fistulados en rumen, a las 2 h pos-alimentación con *Sacchasorgo* (21.26% de PC, suplemento obtenido por FES a base de caña + 20% de sorgo molido + 2% de urea), la diferencia de este trabajo al del presente estudio fue que él midió la concentración de N-NH₃ a las 2 h y nosotros a las 3 h. Según Gárriz y López (2002), la concentración de N-NH₃ en rumen varía según el tipo de suplemento y del tiempo transcurrido desde su ingesta. Bernaldez *et al.* (2007) estudiaron la concentración de N-NH₃ en líquido ruminal de toretes fistulados en rumen pastoreando en dos cultivares de alfalfa, ProINTA Carmina y Bárbara SP INTA, encontraron 27.76, 58.37 y 68.63 mg/dl en Carmina y 26.31, 61.19 y 76.23 en Bárbara de N-NH₃ a las 0, 2 y 4 h, respectivamente.

El pH ruminal disminuyó después del consumo del suplemento; sin embargo, en todos los horarios estudiados, este fue superior a 6.2 (Figura 5). Con respecto a los niveles de pH en el rumen Calsamiglia y Ferrat (2002) y Cobos *et al.* (2005) han mencionado que el pH ruminal para maximizar la eficiencia fermentativa de los pastos y forrajes debe ser de 6.2 a 7.0. Por su parte Pineda (2004), señaló que el pH ruminal debe ser 6.4 a 7.0. Calsamiglia *et al.* (2008), Galindo *et al.* (2005) y Elías (1983), coinciden en señalar que el pH óptimo para las bacterias celulolíticas es de 6.6 a 6.8 y que valores por debajo de 6, tienen efecto depresivo en la celulolisis ruminal.

Entre otros factores, el nivel de pH ruminal varía en dependencia del tipo de alimento, la forma y frecuencia con la que es ofrecida. Raciones con altos contenidos de carbohidratos no estructurales disminuyen el pH, caso contrario cuando las dietas son ricas en carbohidratos estructurales, en donde la fibra posee un efecto en la rumia y producción de saliva que tiende a regular el pH en su límite superior (Cerrato y Calsamiglia., 2003). En el presenta estudio, el suplemento ofrecido fue de 6 g/kg de peso vivo base seca, y según Elías (1983) y Horn y McCollum, (1987), esta cantidad no afecta el pH ruminal, estimula la digestión y consumo de pasto.

Los valores de pH ruminal de los animales suplementados solo con pasto es similar a lo reportado por Fernández (2009), y los valores de pH de los animales alimentados con los

suplementos a base de pollinaza fueron similares a los reportados por Cantón *et al.* (1996) y a los obtenidos por Puga *et al.* (2000).

En nuestro estudio, para estudiar la degradación efectiva ruminal, se utilizaron tres tasas de recambio ruminal ($k= 0.03, 0.044$ y 0.05) ya que se reconoce que la degradabilidad en el rumen depende, entre otros factores, de la velocidad de recambio del contenido de este órgano y de la naturaleza del alimento (Kristensen *et al.*, 1958; NRC, 2001 y González, 2004). En este estudio, en todos los casos, se observó que al incrementar la tasa de recambio ruminal, la degradación fue menor, esto se debe a un menor tiempo de exposición de los alimentos a la acción de los microorganismos ruminales (González, 2004).

Con tasa de recambio ruminal de ($k=0.03$), el suplemento de PF presentó la mayor DERMS y DERMO, y al incrementar la tasa de recambio ruminal ($k=0.044$ y 0.05), las mayores DERMS y DERMO las presentaron los suplementos de PF y PCPAF. En relación a la DERPC los suplementos PF y PCPAF tuvieron los mayores valores en todas las tasas de recambio ruminal estudiadas, lo anterior pudiera deberse a la influencia del proceso de FES al que fueron sometido estos suplementos antes de ser incubado en el rumen.

En general se puede decir que los valores de la DERPC de los alimentos estudiados, son elevados y está relacionado a que la mayor parte de la PC que tienen estos suplementos, está en forma de NNP. González (2004) estudió la DERPC en harinas de grano de dos variedades de Canavalia (*C. gladiata* y *C. ensiformis*) y encontró valores superiores al 80% en ambas variedades similares al encontrado en el presente estudio, utilizando las mismas tasas de recambio ruminal. Estos resultados, es posible compararlo con los de este estudio ya que según Lucas *et al.* (1988) han señalado que los granos de Canavalia presentan aproximadamente 25 % del nitrógeno total en forma de NNP y estos granos de *C. gladiata* y *C. ensiformis* tenían 31.09 y 31.75% de PC, respectivamente.

El grado en que la proteína es degradada en rumen depende de la actividad proteolítica de los microorganismos de rumen, del acceso del microorganismo hacia la proteína y a la tasa de pasaje del alimento (NRC, 2001; Rodríguez *et al.*, 2007). Los suplementos de PSF y PCPASF presentaron valores ligeramente menor de DERPC (aproximadamente 3 percentiles).

Por otro lado, los suplementos PSF y PF incrementaron en mayor magnitud la DEF DN del pasto, y el suplemento PF incrementó en mayor proporción la DER FDA del pasto, esto es importante porque es conocido que a mayor degradación de las paredes celulares de los pastos y forrajes, se incrementa el consumo voluntario, consumo de nutrientes y producción de carne y leche (Peruchena 2012). También es sabido que el aporte de PC de los pastos tropicales fluctúa entre 8 a 10 % lo cual puede ser insuficiente para maximizar la síntesis de proteína microbiana (Rojo *et al.*, 2000). El aumento de la degradación efectiva ruminal de la fracción fibrosa del pasto presentado por la pollinaza sin fermentar y pollinaza fermentada, puede estar relacionado a que tanto las concentraciones de N-NH₃ como la disponibilidad de carbohidratos fácilmente fermentables de los suplementos favorecieron una mayor actividad por parte de los microorganismos celulolíticos (Bach *et al.*, 2005). Efectos similares por influencia del NNP en la digestibilidad de pastos tropicales fueron reportados por (Rojo *et al.*, 2000).

La DERMS del pasto Cuba CT-115 encontrada en nuestro estudio (36.5%), con tasa de recambio ruminal de $k=0.044$, son menores a las reportada por Valenciaga *et al.* (2001), ya que ellos reportaron valores de 50.7% para el mismo pasto y a la misma tasa de recambio ruminal; sin embargo, ellos utilizaron un pasto de 65 de rebrote y fertilizado con 50 kg de N/ha, con contenido de PC, FDN y FDA de 14.3, 68.23 y 39.43%, respectivamente, en relación al pasto de nuestro estudio que tenía 90 d de edad sin fertilización y con contenido PC, FDN y FDA de 8.19, 75.70 y 43.38%, respectivamente.

El efecto positivo de los suplementos en la DERMO del pasto es inversamente proporcional al de la DERPC del pasto. La disminución en la DERPC del pasto por efecto de los suplementos, puede deberse a que las bacterias ruminales utilizaron el N-NH₄ disponible en rumen proveniente de la degradación de los suplementos, ya que éste siempre estuvo por encima del valor crítico durante las 24 h de medición. Lo anterior sería positivo en la producción animal, ya que la proteína del pasto no degradada en rumen, al pasar a las partes bajas del tracto digestivo, incrementaría la proteína metabolizable para el animal (González, 2006).

Todos los animales que consumieron los suplementos incrementaron el índice de consumo en relación al pasto, sin diferencia estadística entre ellos. En los animales suplementados, el índice de consumo varió de 2.44 a 2.70% del peso vivo base seca y en los animales que consumieron solo pasto, fue de 1.98%. Se puede observar un efecto aditivo del suplemento ya

que en todos los tratamientos, el consumo de pasto fue similar. Al respecto Haro (2002), mencionó que el consumo voluntario responde a la suplementación proteica solo cuando los forrajes contienen menos del 8 de PC y en nuestro caso, el pasto tenía 8.19%.

Los valores de índice de consumo del pasto de este estudio son mayores a los reportados por Fernández (2009) y Ramos (2005) quienes utilizaron alimentos obtenidos por FES con inclusión de diferentes niveles de NNP, no obstante los resultados fueron similares a los reportados por May (2011).

Estos suplementos a base de pollinaza fermentados y no fermentados deben de considerarse una alternativa para manipular el medio ambiente ruminal de vacunos alimentado con recursos fibrosos; otra ventaja que ofrecen los procesos de FES y FSL, es que se eliminan los malos olores y microorganismos patógeno como las Coccideas y salmonella de la pollinaza (Ramos *et al.*, 2013).

VIII. CONCLUSIONES

- 1) En todos los animales suplementados, el pH ruminal se mantuvo en rangos que no afectan la celulolisis ruminal
- 2) Todos los suplementos estudiados, disminuyeron la degradación efectiva ruminal de la proteína cruda del pasto Cuba CT-115.
- 3) Los suplementos de pollinaza sin fermentar y pollinaza fermentada, incrementaron en mayor porcentaje la degradación efectiva ruminal de la fibra detergente neutro del pasto Cuba CT-115
- 4) El suplemento de pollinaza fermentada incrementó en mayor porcentaje la degradación efectiva ruminal de la fibra detergente ácida del pasto Cuba CT-115.

IX. LITERATURA CITADA

- A.O.A.C. 2001. Official Methods of Analysis. 16th Ed. Off. Agric. Chem., Washington, D.C., U.S.A.
- Abdoun K., Stumpff F., Martens H. 2006. Ammonia and urea transport across the rumen epithelium: a review. *Anim. Health. Res. Rev.* Pp. 43-59.
- Al-Hello M F., A, J Al-Galbi. 2012. Rumen metabolism of sheep fed diet containing poultry excreta. Department of Animal Resources, College of Agriculture, University of Basra, Basra, Iraq. *Pakistan Journal of Nutrition* 11(11): 1029-1032.
- Allen, M. S., and D. R. Mertens. 1988. Evaluation constraints on fiber digestion by rumen microbes. *J. Nutr.* 118:261-270.
- Alves, A. G., F. Nassar, O. Fleury, L. Oliveira, E. Reuter. 2009. Ureia polímero e ureia pecuaria como fontes de nitrógeno soluvel no rumen: parámetros rumina e plasmático. *Ciencia Animal brasileira*, 10(1): 1-8.
- Améndola R., E. Castillo, P.A. Martínez. 2005. Perfiles por país del recurso Pastura/Forraje. FAO. Pp. 58.
- Araujo, O. F., J. Vergara-López. 2007. Propiedades físicas y químicas del rumen. XX Reunión ALPA, XXX Reunión APPA-Cusco-Perú; 15:133-140.
- Arias, F. T. 2010. Efecto de los niveles de Vitafert y melaza en la pollinaza fermentada aeróbica. [Tesis de Maestra] Colegio de Postgraduados Campus Tabasco. Pp. 63.
- Baumann, T.A., .G.P. Lardy, J. S. Caton & V. L. Anderson. 2004. Effect of energy source and ruminally degradable protein addition on performance of lactating beef cows and digestion characteristics of steers. *J. Anin. Sci.* 82:2667-2678.
- Beattie, D.S. 2004. Bioenergética y metabolismo oxidativo. En Devlin, T.M. Bioquímica libro de texto con aplicación clínica. Editorial REVERTÉ, S.A. Barcelona, España. P.1-1216.

- Bernaldez, M. L., J. Martínez, D. Basigalp, D. Alomar, M. E. Terreno, S. Busceme. 2007. Ambiente y digestión ruminal de una alfalfa seleccionada por menor desaparición ruminal para reducir su potencial meteorizante. APPA- ALPA- Cusco, Perú. Pp. 1-4.
- Betancourt, M., A. Caraballo. 2005. Henificación y ensilaje: aspectos operativos y tecnológicos. Instituto nacional de Investigación Agrícola, Zulia 7ª Edición. Venezuela.
- Bird, A. R., W.J. Croom, Y. K. Fan, B. L. Black, B. W. McBride, I. L. Taylor. 1996. Peptide regulation of intestinal glucose absorption. J ANIM SCI, 74: 2523-2540. En línea: <http://www.journalofanimalscience.org/content/74/10/2523>.
- Brossard, L., F. Chaucheyras-durand, B. Michalet-Doreau., C. Martín. 2006. Dose effect of live yeasts on rumen microbial communities and fermentations during butyric latent acidosis in sheep: new type of interaction. Animal Science, 82: 829-836.
- Calderón, J.O., I. A. Elías. 2006. Contribución a la suplementación ovina con pollinaza fermentada (Vitafert) y cuatro niveles de Melaza. REDVET. España. Pp. 1-7.
- Calsamiglia, S. 1997. Nuevas bases para la utilización de fibra en dietas de rumiantes. Depto. De Patología y Producción Animal. Universidad Autónoma de Barcelona. Pp. 1-16.
- Calsamiglia, S., P.W. Cardozo, A. Ferret, and A. Bach, 2008. Changes in rumen microbial fermentation are due to a combined effect of type of diet and pH. *J. Anim. Sci.* 86:702–711.
- Calsamiglia, S., A. Ferret, 2002. Fisiología ruminal relacionada con la patología digestiva: acidosis y meteorismo. Departamento de ciencia animal y de los alimentos. Universidad Autónoma de Barcelona. Pp. 97-115.
- Cantón, J.G., Y. M. Moguel, A. F. Castellanos. 1996. Utilización de las deyecciones avícolas como fuente fosforada para rumiantes. Campo Experimental Mococho. INIFAP.SAGAR: Apartado Postal 100. Sucursal D. Mérida, Yuc. Pp. 160-166.
- Cardozo, P.W. 2005. Efectos de los extractos de plantas sobre las características de fermentación microbiana ruminal en sistemas *in vitro* e *in vivo*. Tesis Ph.D.

- Universidad Autónoma de Barcelona. Depto. de Ciencia Animal y de los Alimentos. Barcelona, España. 143 p.
- Cardozo, P., S. Calsamiglia, and A. Ferret. 2002. Effects of pH on nutrient digestion and microbial fermentation in a dual flow continuous culture system fed a high concentrate diet. *J. Dairy. Sci.* 85 (Suppl. 1):182.
- Carranza-Montaña, M. A., L. R. Sánchez-Velázquez, M. R. Pineda-López, R. Cuevas-Guzmán. 2002. Calidad y potencial forrajero de especies del bosque tropical caducifolio de la sierra de Manantlán, México. *Ensayo. Rev. Agrociencia* 37: 203-210.
- Carrasco, M.S., H. E. Scarincini, and A. C. Simonetta. (2002). Antibacterial Activity of Lactic Acid bacteria Isolated from Argentinian Dairy Products. *The Australian Journal of Dairy Technology*. Vol. 57. No. 1, 15-19.
- Casper, D.P., A. A. Maiga, M. J. Brouk, & D. J. Schingoethe. 1999. Synchronization of carbohydrate and protein sources on fermentation and pasaje rates in dairy cows. *J. Dairy Sci.* 82:1779-1790.
- Castellanos-Ruelas, A. F., M. L. Murguía-Olmedo. 2002. Comportamiento de la contaminación microbiológica en alimentos balanceados para rumiantes elaborados con pollinaza. *Revista Biomédica* 13:171-177.
- Cerrato, S. M., S. Calsamiglia. 2003. Acidosis ruminal y estrategias de prevención en vacuno lechero. VIII Congreso internacional de medicina bovina. España.
- Church, D.C., W. G. Pond, y K. R. Pond. 2009. Fundamentos de nutrición y alimentación de animales. 2ª edición.
- Cobos-Peralta, M. A., E. Guerra-Medina, M.S. López-Carrillo, J. L. Báez-Pérez, S. S. González-Muñoz y G. D. Mendoza-Martínez. 2005. Evaluación *in vitro* de dos amortiguadores y un ionóforo sobre variables fermentativas y microbiológicas. *Agrociencia* 39:1-9.

- Cole N. A., R. W. Todd. 2008. Opportunities to enhance performance and efficiency through nutrient synchrony in concentrate-fed ruminants. *J ANIM SCI*, 86: E318-E333. Originally published online October 16, 2007.
- Contreras, PA., M. Noro. 2010. Rumen: Morfofisiología, tratamiento y modulación de la actividad fermentativa. 3ra ed. Valdivia: América. 135p.
- Cotta, M. 1988. Amylolytic fo selected species of ruminal bacteria. *Applied and enviromental microbiology*. Pp. 771-776.
- Crater, AR., P.S. Barboza, and R. J. Forster. 2007. Regulation of rumen fermentation during seasonal fluctuations in food intake of muskoxen. *Comp. Biochem. Physiol.* 146:233-241.
- De Dios, G. E. 2012. Producción de biomasa y valor nutritivo del pasto Cuba CT-115 (*Pennisetum purpureum*) en un suelo cambisol. [Tesis de Maestría] Colegio de Postgraduados Campus Tabasco. Pp. 1-79.
- Del Pozo, P. P. 2004. Bases ecofisiológicas para el manejo de los pastos tropicales. Universidad Agraria de la Habana, Cuba. Sitio Argentino de producción animal. Pp. 1-9.
- Duarte, V. F., C. A. Magaña, G. F. Rodríguez. 1996. Respuesta de toretes en engorda a la adición de tres niveles de pollinaza a dietas integrales. México. Pp. 1-5.
- Elías, A. 1983. Digestión de pastos y forrajes tropicales. En: *Los pastos en cuba*, tomo 2, Utilización, Capítulo IV. Ed. EDICA. La Habana, Cuba. 187 – 246 pp.
- Elías, A. 2000. Efecto de las fuentes de energía en algunos de los productos finales de la fermentación ruminal. *Rev. Cubana de Cienc. Agríc.* 34:301.
- Elías, A., O. Lezcano, P. Lezcano, J. Cordero & L. Quintana. 1990. Reseña descriptiva sobre el desarrollo de una tecnología de enriquecimiento proteico de la caña de azúcar mediante fermentación en estado sólido (Saccharina). *Rev. Cubana Cienc. Agríc.* 24:1.

- Elías, A., Lezcano, O., Lezcano, P., J. Cordero, & L. Quintana. 1990. Reseña descriptiva sobre el desarrollo de una tecnología de enriquecimiento proteico de la caña de azúcar mediante fermentación en estado sólido (Saccharina). *Rev. Cubana Cienc. Agríc.* 24:1.
- FAO. 1998. Enfoque: La fermentación en pequeña escala. En: *Agricultura* 21 <http://www.fao.org/ag/esp/revista/9812sp3.htm>. Consultado el 5 de noviembre de 2013.
- Fébel, H. & S. Fekete 1996. Factors influencing microbial growth and the efficiency of microbial protein synthesis: a review. *Acta Vet. Hung.* 44(1): 39-56.
- Fernández, C. R. 2009. Efectos de los niveles de urea en el sacchapulido sobre los patrones de fermentación ruminal. [Tesis de Maestría] Colegio de Postgraduados Campus Tabasco. P. 78.
- Fontenot, J. P. 1999. Nutrient Recycling: The North American Experience. *Review Journal Animals Science.* 12:642.
- Galicia-Jiménez, M. M., C. Sandoval-Castro, R. Rojas-Herrera, H. Magaña-Sevilla, 2011. Quimiotaxis bacteriana y flavonoides: perspectivas para el uso de probióticos. *Tropical and Subtropical Agroecosystems.* Pp. 891-300.
- Galindo, J. Y. Marrero, N. González, y A. Sosa. 2005. Manipulación de la fermentación microbiana ruminal. Interactivo en formato digital. Ed. ICA. Instituto de Ciencia Animal. La Habana, Cuba.
- García, E. 1988. Modificación al sistema de clasificación climática de Köppen (para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana). Instituto de Geografía. UNAM. México, D.F.
- García, Y., A. Elías, N. Albelo, F.R. Herrera, O. Núñez, O. Dieppa. 2008. Crecimiento de bacterias ácidos lácticas y levaduras durante la fermentación líquida de excreta de pollos de ceba para la obtención de probióticos. *Rev. Cubana Cienc. Agríc.* 32: 105.

- Garriz, M., A. López. 2002. Monografía: Suplementación con nitrógeno no proteínico en rumiantes. Universidad de Buenos Aires, Argentina. Pp. 1-24.
- Gómez, S., V. Torres, Y. García, J. A. Navarro. 2012. Procedimientos estadísticos más utilizados en el análisis de medidas repetidas en el tiempo en el sector agropecuario. Rev. Cubana Cienc. Agric. 46, (1): 1-7.
- González-Muñoz, S. S. 2002. Nutrición de rumiantes y utilización de forrajes. Disponible en: http://www.tamaulipas.gob.mx/sedeem/sectores/agrop_pesca/cursos_ganaderia/documentos%5CNutricionrumiantesForrajesSergio.pdf. En Línea: Septiembre 2002. Consultado: Agosto 2013.
- González, R. 2006. Degradación ruminal de granos de gandul (*Cajanus cajan*) y mucuna (*Stizolobium niveum*) Nota técnica. Rev. Cubana Cienc. Agric. Pp. 321-323.
- Griswold, K.E., G.A. Apgar, J. Bouton, and J. L. Firkins. 2003. Effects of urea infusion and ruminal degradable protein concentration on microbial growth, digestibility, and fermentation in continuous culture. J. Anim. Sci. 81:329-336.
- Hall, M. B., G. B. Huntington. 2008. Nutrient synchrony: Sound in theory, elusive in practice. Journal of Animal Science. PP. 287-292.
- Hart, K. J., D. R. Yáñez, S. M. Duval, N. R. McEwan, and C. J. Newbold. Plant extracts to manipulate rumen fermentation. Anim. Feed. Sci. Technol. 147:8-35.
- Hazan R, A. Levine, H. Abeliovich. Benzoic acid, a weak organic acid food preservative, exerts specific effects on intercellular membrane trafficking pathways in *Saccharomyces cerevisiae*. Appl. Environ. Microbiol. 2004; 70(8): 4449-4457.
- Henderickx, H.K. 1976. Aspectos cuantitativos del uso de N no proteico en la alimentación de los rumiantes. Rev. Cubana Cienc. Agríc. 10:1-18.
- Herrera, R.S. 2004. Fisiología, calidad y muestreo. En: Pastos tropicales. Contribución a la fisiología, establecimiento, rendimiento de biomasa, producción de semillas y reciclaje de nutrientes. Instituto de Ciencia Animal. La Habana, Cuba. 306 p.

- Horn, G.W. and F. T. McCollum. 1987. Energy supplementation of grazing ruminants. *In*: M. Judkins (Ed.) Proc. Grazing Livestock Nutrition Conf. Jackson, WY. 125–136 pp.
- Hristov, A. N., J. K. Ropp, S. Grandeen, S. Abedi, R. P. Etter, A. Melgar, & A. E. Foley. 2005. Effect of carbohydrate source on ammonia utilization in lactating dairy cows. *J. Dairy Sci.* 83: 408-421.
- Hungate, R. E. 1966. *The rumen and its microbes*. Academic press, New York.
- Hyden, J.M. 2001. Control de salmonelas y E. coli en avicultura: Alternativas terapéuticas. *Revista tecnológica Avicultura en Latinoamérica*. 14:44.
- Kamra, D. N. 2005. Rumen microbial ecosystem. Special section: Microbial diversity. *Current Science*, vol. 89, No. 1. Pp. 124-135.
- Kotarski, S. F., R. D. Waniska, K. K. Thurn. 1992. Starch Hydrolysis by the ruminal microflora. *The Journal of Nutrition*. Downloaded from jn.nutrition.org by guest on January 10, 2014. Pp. 178-190.
- Koza, G. A., L. Gimenez, J. M. Navamuel, O. Balbuena, J. A. Coppo. 2006. Variaciones en la concentración, familia y género de protozoos ruminales atribuibles a la incorporación de diferentes niveles de semilla de algodón a la ración de novillos. *Universidad Nacional del Nordeste*. Pp. 1-4.
- Krause, K. M and G. R. Oetzel. 2005. Inducing subacute ruminal acidosis in lactating dairy cows. *J. Dairy Sci.* 88 (10): 3633-9.
- Kristensen, E.S., P.D. Moller, & T. Hvelplund. 1982. Estimation of the effective protein degradability in the rumen of cows using the Nylon bag Technique combined with the out flow rate. *Acta Agric. Escandinavica*. 32:123.
- Kucseva, C.D., O. Balbuena. 2003. Efectos de la suplementación sobre el consumo de pastos tropicales. *Jornadas Proyecto Nacional de Nutrición Animal*. Editorial, INTA. Argentina. Pp. 47-57.
- Ku-Vera JC., Briceño EG, Ruiz A, Mayo R, Ayala AJ, Aguilar CF, Solorio FJ, Ramírez L. Manipulación del metabolismo energético de los rumiantes en los trópicos: Opciones

- para mejorar la producción y la calidad de la carne y leche. Memoria de la XXIII reunión de la ALPA 2013, La Habana, Cuba, Pp. 1-7.
- Leng, RA. 1990. Factors affecting the utilization of “por-quility forages by ruminants particularly under tropical conditions. Nutrition Research Review. 3:277-303.
- Lovett, D. K., L. Stack, A. Lovell, J. Callan, B. Flynn, M. Hawkins, and F. P. O’Mara. 2005. Effect of feeding yucca schidigera extract on performance of lactating dairy cows and ruminal fermentation parameters in steers. Livestock Science 102: 23-32.
- MAG. Ministerio de Agricultura y ganadería. 2003. Reglamentación de actividades avícola No. 31088-S. La Habana, Cuba.
- Marden, J. P., C. Bayourthe, F. Enjalbert, R. Moncoulon. 2005. A new Device for Measuring Kinetics of Ruminal pH, and Redox Potential in Dairy Cattle. J. Dairy Sci. 88:277-281.
- Marshall, W., J. A. Bertot, M. Collantes, A. Corchado, A. Delgado, F. Uña, M. Vila. 2005. La suplementación nitrogenada en la digestibilidad y el balance de nitrógeno en carneros con dietas de heno de baja calidad. Rev. Cubana Cienc. Agríc. 39 (2): 181-186.
- Marshall, W., M. Collantes, A. Corchado, J. Bertot, F. Uña, V. Torres, y L. Zarduy. 2002. Predicción de la canal, composición tisular y rasgos regionales en corderos Pelibuey suplementados con gallinaza. III estimación del peso de la paleta. Rev. Prod. Anim. 14:5.
- Martín del Campo M., I. Cástulo, H. E Gómez, R. Alaníz de la O. 2008. Bacterias ácido lácticas con capacidad antagónica y actividad bacteriocinogénica aisladas de quesos frescos. e-Gnosis. 6:1-17.
- Martínez, R.O., M. Monzote, R. S. Herrera, R. Cruz, 1986. Obtención y selección de mutantes utilizando cultivo de tejido y otras técnicas mutagénicas. VII Seminario Científico Nacional y I Internacional de Pastos y Forrajes. Estación experimental de pastos y forrajes “Indio Hatuey”, Cuba. 25pp.
- May G. 2011. Efecto de la pollinaza fermentada en estado sólido en el cambio de peso de toretes en pastoreo. [Tesis de Maestría] Colegio de Postgraduados. 63pp.

- McCullough, H. 1967. The determination of ammonia in whole blood by a direct colorimetric method. *Clin. Chem. Acta* 17:297-304.
- Mejía, H. J. 2002. Consumo Voluntario de Forraje por Rumiantes en Pastoreo *Acta Universitaria*; 12 (3): 56-63.
- Melo, R.V. y T. O. Cuamatzi. 2004. *Bioquímica de los procesos metabólicos*. Ed. Reverté, S.A. 364 p.
- Mitchell, D. A., M. Berovic., N. Krieger. 2002. Overview of solid state bioprocessing. *Biotechnology Annual Review*. 8; 183-225.
- Mora-Jaime, G., R. Bárcena-Gama, G. D. Mendoza-Martínez, S.S. González-Moños, J. G. Herrera-Haro. 2002. Respuesta productiva y fermentaciones ruminal en borregos alimentadas con grano de sorgo tratado con amilasas. *Agrociencia* 36:31-39.
- Morales, H. T., E. O. Gutiérrez, H. B. Barragán. 2002. El uso de cama de pollo de buena calidad mejora la productividad de bovinos en crecimiento en engorda intensiva. *Técnica Pecuaria México*, 40(1): 1-15.
- Mouriño, F., R. Akkarawongsa, and P. J. Weimer. 2001. Initial pH as a determinant of cellulose digestion rate by mixed ruminal microorganisms *In Vitro*. *American Dairy Science Association. J. Dairy Sci.* 84:848-859.
- Murray, R. K., D. A. Bender, K. M. Botham, P. J. Kennelly, V. W. Rodwell, y P. A. Weil. 2013. Harper. *Bioquímica ilustrada*. 29ª edición. Ed. McGraw Hill. 816 p.
- Nava, C.C. y C. A. Díaz 2001. Introducción a la digestión ruminal. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. En línea: <http://www.produccion-animal.com.ar> consultado en Noviembre del 2013.
- Nelson, D. L. y M. M. Cox. 2009. *Lehninger. Principios de bioquímica*. 5ª edición. Ed. Omega, S.A. 1158 p.

- Niño, J. A. 2009. Acidosis Ruminal y su Relación con la Fibra de la dieta y la Composición de Leche en vacas Lecheras. Facultad de veterinaria. Universidad Nacional de Cajamarca. Pp. 1-6.
- Nólan, J. V., R. C. Dobos. Nitrogen transactions in ruminants. In: Quantitative aspects of ruminant digestion. Pp. 177-206.
- Norma Oficial Mexicana NOM-044-ZOO-1995 Campaña Nacional contra la Influenza Aviar. Modificada y publicada en el Diario Oficial de la Federación el 30 de enero del 2006. Pp. 62.
- NRC .2001. Nutrient requirements of dairy cattle. Seventh Revised Edition. National Academy Press, Washington, D.C.
- Obispo, N. E. 2005. El uso de las fuentes de nitrógeno no proteico en rumiantes. Revista Digital Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CENIAP); 8: 1-7. Maracay, Venezuela.
- Ojeda, A., M. Reyes, W. Rodríguez. 2012. Efecto de la liberación controlada de nitrógeno sobre la fermentación y la degradabilidad in situ de *Cynodon dactylon*. Revista MVZ Córdoba 17 (3): 3133-3139.
- Orpin, C. G. 1970. Estudios on the rumen flagellate *Neocallimastix frontalis*. Journal microbial; 91:249-262.
- Ørskov, E. R. And I. McDonald. 1979. The estimation of protein degradability in the rumen from incubation measurements weighted according to rate of passage. J. Agric. Sci. 96:499.
- Ørskov, E. R., F.D. Deb-Hovell, and F. Mould. 1980. The use of the nylon bag technique for the evaluation of feedstuffs. Trop. Anim. Prod. 5(3):195-213.
- Ortega M. E., G. Mendoza. 2003. Starch digestion and glucose metabolism in the ruminant: A Review. Interciencia 28 (7): 380-386.

- Ortiz, A., A. Elías., M. Valdivié., R. González. 2006. Camas avícolas, una forma de incrementar el valor nutritivo de materiales muy fibrosos. *Rev. Cubana Cienc. Agríc.* 40 (1): 59-64.
- Pandey, A., C. R. Soccol, J. A. Rodríguez-León, and P. Nigam. 2001. *Solid-state fermentation in biotechnology: fundamentals and applications.* Asia tech Publishers, Inc. New Delhi. Pp. 221.
- Pérez, N. B., E. A. Pizarro. 2005. Potencial forrajero del género *Arachis* en el trópico Americano. IX Seminario de pastos y forrajes. Brasil. Pp.13-29.
- Peruchena, C.O. 2003. Suplementación de bovinos en sistemas pastoriles. Centro regional corrientes. Estación Experimental Mercedes. Argentina. Pp. 1-10.
- Peruchena, C.O. 2012. Los forrajes y la alimentación para intensificar la producción de carne del norte argentino. . Estación Experimental Mercedes. Argentina. Pp. 1-11.
- Pineda, J. L. 2004. Efecto de un suplemento activador proteico o energético de la fermentación ruminal en la engorda de bovinos en praderas de pastos tropicales en colima.[Tesis Ph.D.] Universidad de Colima. Postgrado interinstitucional en ciencias pecuarias. México. 131 p.
- Pirela, M. F. 2005. Manual de ganadería de doble propósito. Capítulo 6: valor nutritivo de los pastos tropicales. Instituto de Investigaciones Agrícolas. Pp. 177-182.
- Puga, D.C., M. A. Galina, F. Pérez-Gil, J. Rosado, J.C. Murillo. 2000. Efecto de un alimento complejo catálico en el pH, el amoníaco ruminal y la desaparición in situ de la materia seca en cuatro pastos. *Pastos y Forrajes*; 1 (1): 1-7.
- Ramos J. A, A. R. López, A. Elías, C. C. Bautista, E. M. Aranda, D. C. Martínez. 2013. Fermentación en estado sólido de la mezcla de pollinaza, melaza y Vitafert. Memoria de la XXIII reunión de la ALPA, La Habana, Cuba. Pp. 1-5.

- Ramos, J. A. 2005. Obtención de un concentrado energético–proteínico por fermentación en estado sólido de la caña de azúcar para bovinos en ceba. Tesis Ph.D. Instituto de Ciencia Animal. Depto. Ciencias Biofisiológicas. La Habana, Cuba. Pp. 72–88.
- Ramos, J. A., A. Elías y F. Herrera. 2006. Procesos para la producción de un alimento energético-proteico para animales. Efecto de cuatro fuentes energéticas en la fermentación en estado sólido (FES) de la caña de azúcar. *Rev. Cubana Cienc. Agric.* 40 (1) 1-8.
- Relling, A. E., G. A. Mattioli. 2003. Actualización del libro “Fisiología Digestiva y Metabólica de los Rumiantes. Edición 2002 y 2003, Editorial EDULP. Facultad de Veterinaria. Universidad Nacional de la Plata. Pp. 1-72.
- Reyes, A. D., J. L. Galindo, R. Bocourt, R., M. L. Silva, M. Pérez. 2008. Los microorganismos del rumen y su papel en la fisiología digestiva del rumiante. L a Habana, Cuba. Pp. 1-25.
- Reynolds, C. K., N. B. Kristensen. 2007. Nitrogen recycling through the gut and the nitrogen economy of ruminants: An asynchronous symbiosis. *J. ANIM. SCI.* Pp. 293-305.
- Ríos, L. A., J. Combellas, R. Álvarez. 2005. Uso de excretas de aves en la alimentación de ovinos. *Zoot Trop*, 23, (2). Pp. 183-210.
- Roach, S., L. Isenhardt, L. McKenna, y M. Cunningham. 2009. The risk and unregulated practice of feeding poultry litter to cattle. Published for FACT (Food Animal Concerns Trust). 47 p.
- Rodríguez, R., A. Sosa, Y. Rodríguez. 2007. La síntesis de proteína microbiana en el rumen y su importancia para los rumiantes. *Rev. Cubana de Cien Agríc*; 41 (4): 302-311.
- Ruiz, M.C. 2004. Análisis de medidas repetidas. *Med. Clin. (Barc)*; 122 (1):51-58.
- Russell, J.B., J. D. O’Connor, D. G. Fox, P. J. Van Soest, and C. J. Sniffen. 1992. A net carbohydrate and protein system for evaluating cattle diets: I. ruminal fermentation. *J. ANIM. SCI.* 70:3551-3561.

- Satter, L. D., and L. L. Slyter. Effect of ammonia concentration on rumen microbial protein production in vitro. *Br J Nut* 1974; 32. (1): 199-208.
- Shiva, C. M. 2007. Estudio de la actividad antimicrobiana de extractos naturales y ácidos orgánicos. Posible alternativa a los antibióticos promotores de crecimiento. Tesis doctoral. Universidad Autónoma de Barcelona, España. Pp. 1-173.
- SIAP. Servicio de información agroalimentaria y pesquera. 2002 - 2011. Resumen: población nacional ganadera, avícola y apícola. Consultado el 9 de diciembre de 2012. M.
- Sosa, A., J. Galindo, R Bocourt. 2007. Metanogénesis ruminal: aspectos generales y manipulación para su control. *Rev. Cubana Cienc. Agríc*; 41 (2): 105-114.
- Tobía, C., E. Vargas, A. Rojas, H. Soto. 2001. Uso de las excretas de pollos de engorde (Pollinaza) en la alimentación animal. III. rendimiento productivo de toretes de engorde. *Agronomía Costarricense*; 25 (2): 35-43.
- Tobía, C. E. Vargas. 2002. Evaluación de las excretas de pollos de engorde (Pollinaza) en la alimentación animal. II. Fraccionamiento de los componentes nitrogenados y contenido de energía. *Agronomía Costarricense* 24(1): 55-62.
- Tukey, J.W. 1953. The problem of multiple comparison. Ditto, Princeton University, Princeton, N.J.
- UNNE. 2012. Botánica morfológica: Morfología de plantas vasculares, tema 21: planta C3 y Plantas C4. Universidad Nacional de Nordeste, Argentina. En línea: www.biologia.edu.ar/botanica. Consultado: Noviembre 2013.
- Valenciaga, D., B. Chongo, I. Scull. 2002. Caracterización del clon Pennisetum CUBA CT-115. Fraccionamiento proteico y degradabilidad ruminal del nitrógeno. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola*; 36 (3): 259-264.
- Van Soest, P.J. 1994. *Nutritional Ecology of the ruminant*. Cornell University Press. New York. P. 261.

Van Soest, P.J., J. P. Robertson, & B. A. Lewis, 1991. Symposium: carbohydrate methodology, metabolism, and nutritional implications in dairy cattle. *J. Dairy Sci.* 74:3583 – 3597.

Yokohama, M. T., K. A. Johnson. 1988. Microbiología del rumen e intestino. El rumiante, fisiología digestiva y nutrición. Ed. Acribial. Zaragoza, España. Pp. 137-158.

X. ANEXOS

Anexo 1. Tabla de ANOVA de la concentración de amoníaco ruminal

FUENTE	GL	Tipo III SS	Suma de cuadrado de la media	F-Valor	Pr>F
TRAT	4	655.6928889	163.9232222	63.43	<.0001
TIEMPO	8	4290.304356	536.288044	178.90	<.0001
TRAT*TIEMPO	32	1169.322311	36.541322	12.19	<.0001

Anexo 2. Tabla de ANOVA del pH ruminal

FUENTE	GL	Tipo III SS	Suma de cuadrado de la media	F-Valor	Pr>F
TRAT	4	1.45729956	0.36432489	2.96	0.0646
TIEMPO	8	12.864056	1.608007	50.31	<.0001
TRAT*TIEMPO	32	1.27118844	0.03972464	1.24	0.1918

Anexo 3. Tabla de ANOVA de la degradación *in situ* de la materia seca de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza

FUENTE	GL	Tipo III SS	Suma de cuadrado de la media	F-Valor	Pr>F
TRAT	3	1042.563002	347.521001	10.67	0.0036
TIEMPO	9	33621.11233	3735.67915	470.74	<.0001
TRAT*TIEMPO	27	1225.83760	45.40139	5.72	<.0001

Anexo 4. Tabla de ANOVA de la degradación *in situ* de la materia orgánica de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza

FUENTE	GL	Tipo III SS	Suma de cuadrado de la media	F-Valor	Pr>F
TRAT	3	1023.597089	341.199030	9.94	0.0045
TIEMPO	9	37192.98262	4132.55366	570.33	<.0001
TRAT*TIEMPO	27	1384.50965	51.27814	7.08	<.0001

Anexo 5. Tabla de ANOVA de la degradación *in situ* de la proteína cruda de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza

FUENTE	GL	Tipo III SS	Suma de cuadrado de la media	F-Valor	Pr>F
TRAT	3	669.9107060	223.3035687	26.49	0.0002
TIEMPO	9	12632.70209	1403.63357	483.82	<.0001
TRAT*TIEMPO	27	450.27035	16.67668	5.75	<.0001

Anexo 6. Tabla de ANOVA de la degradación *in situ* de la fibra detergente neutro de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza

FUENTE	GL	Tipo III SS	Suma de cuadrado de la media	F-Valor	Pr>F
TRAT	3	3532.771849	1177.590616	70.19	<.0001
TIEMPO	9	96401.89263	10711.32140	989.14	<.0001
TRAT*TIEMPO	27	4347.19130	161.00709	14.87	<.0001

Anexo 7. Tabla de ANOVA de la degradación *in situ* de la fibra detergente ácida de los alimentos fermentados y no fermentados a base de pollinaza

FUENTE	GL	Tipo III SS	Suma de cuadrado de la media	F-Valor	Pr>F
TRAT	3	10897.11981	3632.37227	553.10	<.0001
TIEMPO	9	28012.34681	3112.48298	732.56	<.0001
TRAT*TIEMPO	27	2504.09939	92.74442	21.83	<.0001

Anexo 8. Tabla de ANOVA del efecto de los alimentos fermentados y no fermentados en la degradación *in situ* de la materia seca del pasto

FUENTE	GL	Tipo III SS	Suma de cuadrado de la media	F-Valor	Pr>F
TRAT	4	151.3131096	37.8282774	1.62	0.2321
TIEMPO	9	22646.99171	2516.33241	950.26	<.0001
TRAT*TIEMPO	36	163.99888	4.55552	1.76	0.0114

Anexo 9. Tabla de ANOVA del efecto de los alimentos fermentados y no fermentados en la degradación *in situ* de la materia orgánica del pasto

FUENTE	GL	Tipo III SS	Suma de cuadrado de la media	F-Valor	Pr>F
TRAT	4	216.3432104	54.0858026	2.30	0.1187
TIEMPO	9	24894.45141	2766.05016	973.76	<.0001
TRAT*TIEMPO	36	133.23908	3.70109	1.30	0.1337

Anexo 10. Tabla de ANOVA del efecto de los alimentos fermentados y no fermentados en la degradación *in situ* de la proteína cruda del pasto

FUENTE	GL	Tipo III SS	Suma de cuadrado de la media	F-Valor	Pr>F
TRAT	4	207.7567336	51.93911834	3.92	0.0291
TIEMPO	9	18115.33453	2012.81495	1140.23	<.0001
TRAT*TIEMPO	36	1476.23952	41.00665	23.23	<.0001

Anexo 11. Tabla de ANOVA del efecto de los alimentos fermentados y no fermentados en la degradación *in situ* de la fibra detergente neutro del pasto

FUENTE	GL	Tipo III SS	Suma de cuadrado de la media	F-Valor	Pr>F
TRAT	4	642.691988	160.672997	19.28	<.0001
TIEMPO	9	29740.7161	3304.52401	1237.93	<.0001
TRAT*TIEMPO	36	675.29568	18.75821	7.03	<.0001

Anexo 12. Tabla de ANOVA del efecto de los alimentos fermentados y no fermentados en la degradación *in situ* de la fibra detergente ácida del pasto

FUENTE	GL	Tipo III SS	Suma de cuadrado de la media	F-Valor	Pr>F
TRAT	4	1416.295362	354.073840	77.65	<.0001
TIEMPO	9	27169.97193	3018.8577	1676.62	<.0001
TRAT*TIEMPO	36	2073.70974	57.60305	31.99	<.0001