



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

MAESTRÍA EN CIENCIAS DE LA PRODUCCION
Y DE LA SALUD ANIMAL

EFFECTO DEL GRANO DE SORGO (*SORGHUM BICOLOR (L.). MOENCH*)
GERMINADO Y ENSILADO EN DIETAS PARA BOVINOS

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRO
EN CIENCIAS

PRESENTA

FERNANDO RODRIGUEZ MARTINEZ

TUTOR: **DR. LUIS CORONA GOCHI**

COMITÉ TUTORAL: **DRA SILVIA E. BUNTINX DIOS**
DRA MA. ESTHER ORTEGA CERRILLA



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

AGRADECIMIENTOS

A mi familia, que me ha brindado su apoyo en todos mis proyectos, por su comprensión, cariño y amor.

Esta tesis se realizó como parte del proyecto de investigación titulado “Evaluación del proceso de reconstitución y ensilaje sobre el valor alimenticio de sorgo, grano [Sorghum bicolor L. Moench] en dietas de finalización para bovinos y ovinos.”, parcialmente financiado por PAPIIT-DGAPA-UNAM IN206006.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT), por el apoyo otorgado para la realización de mis estudios.

Al Dr. Luis Corona Gochi, por haberme compartido un poco de sus conocimientos, su apoyo, su confianza, pero sobre todo su infinita paciencia.

A: Alejandro, Erika, Yatzyry, Eduardo, Adán, Nicole, Juan, Noemí, por toda su ayuda y apoyo a lo largo de este trabajo y por todos los buenos momentos que pasamos durante este proceso.

A mis, maestros que me brindaron un poco de sus conocimientos y compartieron conmigo grandes momentos.

A todos aquellos que de una u otra manera son parte de este trabajo, gracias.

A los MC René Rosiles Martínez, Dr. Antonio Díaz Cruz, MVZ Cuauhtémoc Nava Cuéllar, MVZ Juan Manuel Horta Ramírez.

A los laboratoristas del Departamento de Nutrición Animal y Bioquímica (UNAM): Fermina Palma Atlixqueño, Ladislao Mendoza Medina (actualmente en el Depto. de Microbiología e Inmunología) y Teresa Martínez Martínez.

DEDICATORIAS

A Dios, por las grandes lecciones que me ha dado, por haberme brindado lo más grande y más hermoso que tengo en la vida: MI FAMILIA

A mis padres, por todos sus desvelos y sufrimientos, por brindarme la oportunidad de desarrollarme y crecer en la vida, por todos sus consejos y valores, ante todo por darme su apoyo, comprensión e infinito amor.

A mis hermanos (Luis, Rosario, Eugenia, Sergio, Carlos, Georgina y Susana), por esos lindos detalles, los momentos felices y cada palabra de apoyo en aquellos momentos difíciles, son y serán el pilar de mi vida, cada uno tiene un lugar en mi corazón.

A mi familia (primos, tíos, sobrinos, cuñados, etc.), con los que he compartido grandes momentos, buenos, malos y porque siempre han estado junto a mí cuando los he necesitado.

A mis asesores, porque son parte de este logro, por todo el apoyo y comprensión que me brindaron.

A Yat, Ale y Xóchitl, por su presencia y apoyo a lo largo de esta etapa de mi vida, por su cariño y comprensión.

A mis amigos: Luis, Chente, Tío Chel, Memo, Daniel, David, Toby, Alfredo, Conejito, Julius, Axel, Diana, Mine, Ramón, Alonso, Erandi, Arianna, Omar, Maye, Piernas y todos aquellos con los que he compartido buenos momentos y que me han brindado su amistad.

A mis amigos del Departamento de Nutrición Animal y Bioquímica (UNAM): QA Águeda García, Martín Flores, Hugo García, Ángel Mendoza.

Gracias a todos por estar conmigo durante cada etapa de mi vida, por compartir conmigo risas, lágrimas, desvelos, por haberme brindado su apoyo y por estar ahí en cada momento de mi vida.

CONTENIDO

RESUMEN	i
ABSTRACT	iii
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA	3
1. Métodos de procesamiento de los granos para rumiantes	3
1.1. Tratamientos en frío	6
1.1.1. Quebrado	6
1.1.2. Rolado seco	6
1.1.3. Reconstituido	7
1.2. Tratamientos en caliente	8
1.2.1. Hojueado al vapor	8
1.2.2. Extrusión	8
1.2.3. Micronizado	9
1.3. Mejoramiento y eficiencia en la utilización del alimento	9
2. Gelatinización	12
3. Características del grano de sorgo	13
3.1. Características generales	13
3.1.1. Estructura del grano de sorgo	14
3.1.1.1. Pericarpio	14
3.1.1.2. Endospermo	15
3.1.1.3. Germen	16
3.1.2. Estructura del almidón	16
3.1.2.1. Amilosa y amilopectina	17
3.1.2.2. Matriz proteínica	19
4. Digestión de los carbohidratos	20
4.1. Degradación del almidón en el rumen	21
4.2. Digestión intestinal del almidón	26
4.3. Absorción de glucosa	28
5. Factores que afectan la digestibilidad del almidón	29
5.1. Factores anti-nutricionales	29
5.2. Nivel de consumo	30

6. Proceso de germinación en el grano de sorgo	31
6.1. Metabolismo de la germinación	33
6.1.1. Movilización de sustancias de reserva	34
6.2. Factores que afectan a la germinación	36
6.2.1. Factores internos	36
6.2.1.1. Madurez de la semilla	36
6.2.1.2. Viabilidad de la semilla	37
6.2.2. Factores externos	37
6.2.2.1. Humedad	37
6.2.2.2. Temperatura	38
6.2.2.3. Gases	38
III. JUSTIFICACIÓN	39
IV. OBJETIVOS	40
V. HIPÓTESIS	40
VI. MATERIAL Y MÉTODOS	41
1. Exp 1: Prueba de micro-germinado para evaluar el tiempo de exposición del grano de sorgo a hipoclorito de Na e hidróxido de Ca a distintas concentraciones.	41
2. Exp 2: Prueba de micro-germinado para evaluar la exposición del grano de sorgo a diferente dosis de hipoclorito de Na y densidad de siembra.	42
3. Exp 3: Prueba de micro-germinado para evaluar la exposición del grano de sorgo a distinta concentración de ácido acético y densidad de siembra.	43
4. Exp. 4: Prueba de metabolismo	44
4.1. Proceso de germinado y ensilado	44
5. Toma de muestras	46
6. Análisis de laboratorio	47
7. Cálculos	47
8. Análisis estadístico	50

VII. RESULTADOS	51
1. Exp 1: Prueba de micro-germinado para evaluar el tiempo de exposición del grano de sorgo a hipoclorito de Na e hidróxido de Ca a distintas concentraciones.	51
2. Exp 2: Prueba de micro-germinado para evaluar la exposición del grano de sorgo a diferente dosis de un fungicida y densidad de siembra.	55
3. Exp. 3: Prueba de micro-germinado para evaluar la exposición del grano de sorgo a distinta concentración de ácido acético y densidad de siembra.	56
4. Exp. 4: Prueba de metabolismo	57
VIII. DISCUSIÓN	62
1. Experimentos 1, 2 y 3	62
2. Experimento 4	64
IX. CONCLUSIONES	69
X. LITERATURA CITADA	70

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Principales métodos de procesamiento para cereales en la alimentación animal.	5
Cuadro 2. Efecto del procesamiento del grano de sorgo sobre la digestibilidad ruminal y total del almidón en bovinos.	11
Cuadro 3. Ingestión de nutrientes proporcionados por los tratamientos.	45
Cuadro 4. Composición de las dietas experimentales.	46
Cuadro 5. Efecto de la concentración de cloro (CL), cal (CAL) y del tiempo de remojado (CL/CAL) en el porcentaje de contaminación con hongos del grano de sorgo comercial.	52
Cuadro 6. Efecto de la concentración de cloro (CL), cal (CAL) y del tiempo de remojado (CAL/CL) en el porcentaje de germinación del grano de sorgo comercial.	53
Cuadro 7. Efectos principales de la concentración de CL, CAL y del tiempo de remojado en el porcentaje de germinación y de la contaminación por hongos.	54
Cuadro 8. Efecto de la concentración de cloro y de la cantidad de grano en el porcentaje de contaminación por hongos y de germinación y en grano de sorgo comercial.	55
Cuadro 9. Efectos principales de la concentración de cloro y de la cantidad de grano en la contaminación por hongos y el porcentaje de germinación de grano de sorgo comercial.	55
Cuadro 10. Efecto de la concentración de ácido acético y la cantidad de grano en la contaminación por hongos y el porcentaje de germinación en el grano de sorgo comercial.	56
Cuadro 11. Efectos principales de la concentración de ácido acético y de la cantidad de grano en la contaminación por hongos y el porcentaje de germinación del grano de sorgo comercial.	57
Cuadro 12. Influencia del procesamiento en el tamaño de partícula y las características físicas del grano de sorgo.	58
Cuadro 13. Efecto del procesamiento en las características digestivas del grano de sorgo germinado.	60
Cuadro 14. Influencia del procesamiento en el pH ruminal, concentración de AGV's y producción estimada de metano.	61

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Captación y movimiento del agua en un grano de sorgo durante la reconstitución.	8
Figura 2. Representación esquemática de la planta de sorgo.	13
Figura 3. Representación esquemática de grano de sorgo.	16
Figura 4. Representación esquemática de una sección de amilopectina.	18
Figura 5. Estructura lineal de la amilosa y de la amilopectina.	18
Figura 6. Representación esquemática del granulo de almidón.	19
Figura 7. Imagen en microscopía electrónica del maíz.	24

RESUMEN

En esta investigación se realizaron cuatro experimentos, tres preliminares en los cuales se elaboraron micro-germinados asignados a un diseño completamente al azar, para evaluar el efecto del nivel de hipoclorito de Na (**CL**), hidróxido de calcio (**CAL**), tiempo de exposición (**T**) a CL y CAL, ácido acético (**AA**) y cantidad de grano (**D**), sobre los porcentajes de germinación (**PG**) y contaminación de hongos (**CH**). En el Experimento 1, se utilizó el arreglo factorial 5(CL: 0.0, 0.3, 0.6, 0.9 y 1.2%) x 3(CAL: 0, 1 y 2%) x 3(TCL: CAL: 4/20, 8/16 y 12/12 h). En el Experimento 2, el arreglo factorial 2(CL: 0.3 y 0.6%) x 3 (D: 1, 3 y 5g/cm²). En el Experimento 3 el arreglo factorial 2 (AA: 0.5 y 1.0%) x 3 (D: 1, 3 y 5g/cm²). Los tres con 4 repeticiones por tratamiento. En el Experimento 4, se utilizaron cinco novillos enteros (PV:400 ± 24 kg) Angus x Holstein con cánulas en rumen y duodeno proximal asignados a un diseño en cuadrado latino 5 x 5 para evaluar en una dieta basal (BS) con 73% de grano de sorgo, el sitio y grado de digestión de nutrientes *in vivo*, de los siguientes tratamientos: 1) **SQS** (sorgo quebrado seco-0h reconstitución (**R**)); 2) **SR24** (sorgo entero reconstituido-24h R); 3) **SG2** (sorgo germinado 48h - 24h R); 4) **SG4** (sorgo germinado 96h - 24h R) y 5) **SG6** (sorgo germinado 144h - 24h R). El grano fue reconstituido a 30% humedad, germinado por 2, 4, 6 d y ensilado por 21 d. En el Exp1, para CH y PG se presentó triple interacción ($P < 0.05$) de nivel de CL, concentración de CAL y tiempo de exposición (CL:CAL), en donde la menor CH (43%) se presentó con 0.9 y 1.2% CL, 1% CAL y 12:12, 8:16h TCAL:CL y la mayor CH (76% y 74.8%) fue para 0% CL, 2%CAL y 12:12, 8:16 TCAL:CL respectivamente. A mayor %CL, menor CH (efecto lineal, $P < 0.01$) y a mayor TCL:CAL menor CH (efecto lineal, $P = 0.13$). El mayor PG (77.8%) se encontró con 0%CL, 2%CAL y 12h TCAL:CL y los menores PG (45.5 y 45.8%) con 0.9 y 1.2%CL, 1%CAL y 4:20 ; 12:12h TCAL:CL. En donde a mayor %CL, se observó menor PG (efecto lineal, $P < 0.01$); a mayor %CAL mayor PG (efecto lineal, $P < 0.05$) y a mayor TCL:CAL, mayor germinación (efecto lineal, $P < 0.05$). En el Exp 2, no se observó interacción ($P > 0.05$) entre el nivel de CL y D; dentro de los efectos principales, la CH (39.7%) fue menor con 0.6 % (efecto CL, $P < 0.01$) respecto a 0.3% de CL (44.3%) y por el contrario, el PG (68%) fue mayor (efecto CL, $P < 0.01$) con 0.3 respecto a 0.6 % de CL (57.7%). En el Exp 3, no hubo interacción ($P > 0.05$) de nivel de AA y D para CH; en los efectos principales, se encontraron 22 y 18.9% CH

(efecto AA, $P < 0.05$) para 0.5 y 1% AA respectivamente, a mayor D (efecto lineal, $P < 0.10$), mayor CH. Sin embargo, para PG hubo interacción AA x D ($P < 0.05$), fue mayor (75.3%) en 0.5% AA y 5g/cm² D y menor (50.3%) en 1% AA y 1g/cm² D. A mayor % AA menor PG ($P < 0.05$), en cambio a mayor D represento mayor PG (efecto lineal, $P < 0.01$). Por lo que se decidió utilizar AA = 0.5% y una D = 5g/cm² en la prueba de digestión *in vivo*. En el Exp 4, la digestión postruminal de MO fue menor (15.4%, $P < 0.01$) para SG2 respecto a SG6 y para almidón fue mayor (29.5%, $P < 0.10$) en los tratamientos con sorgo germinado respecto a SQS. El germinado tendió a incrementar la digestión postruminal de almidón (efecto lineal, $P < 0.10$). La digestión total de MO fue mayor para SG6 respecto a SG2 (7.22%, $P < 0.05$), almidón (3.76%, $P < 0.10$) y nitrógeno (4.06%, $P < 0.05$). La ED Mcal/kg fue mayor ($P < 0.05$) para SG6 (3.72) respecto a SG2 (3.50). El pH ruminal fue menor para SQS (6.24, $P < 0.10$) respecto a SG2, SG4 y SG6 (6.6, 6.5 y 6.4 respectivamente). Los tratamientos germinados incrementaron ($P < 0.10$) la proporción molar de acetato (6.73%) y disminuyeron ($P < 0.05$) la proporción molar de butirato. El germinado tendió a incrementar (efecto lineal, $P = 0.10$) la proporción molar de acetato. El proceso de germinado incrementó la digestión posruminal de almidón y SG6 presentó la mayor digestión en el tracto total de MO, almidón, N y valor de ED.

Palabras clave: sorgo, germinado, reconstitución, ensilado, almidón, digestión.

ABSTRACT

Three experiments were performed to determine the effect of Na hypochloride (CL), calcium hydroxide (CAL), time of exposure (T) to CL and CAL, acetic acid (AA) and grain density (D) on germination percentage (GP) and fungal contamination (FC) of sorghum grain. The grain was germinated in plastic jars, which were distributed in a factorial arrangement of treatments (four repetitions per treatment) as follows: Exp. 1, 5(CL: 0.0, 0.3, 0.6, 0.9 and 1.2%) x 3(CAL: 0, 1 and 2%) x 3(TCAL: CAL: 4/20, 8/16 and 12/12 h); Exp. 2, 2(CL: 0.3 and 0.6%) x 3 (D: 1, 3 and 5 g/cm²) and Exp. 3, 2 (AA: 0.5 and 1.0%) x 3 (D: 1, 3 and 5 g/cm²). In a fourth experiment, five Angus x Holstein bulls (400 ± 24 kg), fitted with ruminal and duodenal cannulae, were used in a 5 x 5 Latin square to evaluate the site and extent of digestion of a basal diet with 73% sorghum grain not reconstituted or reconstituted for 24 h to reach 30% humidity, germinated and ensiled for 21 days. Treatments were: 1) BDS (broken dried sorghum grain-no reconstitution); 2) RS24 (reconstituted sorghum grain); 3) GS2 (germinated -48h- and reconstituted/ensiled sorghum grain); 4) GS4 (germinated -96h- and reconstituted/ensiled sorghum grain); 5) GS6 (germinated -144h- and reconstituted/ensiled sorghum grain). In Exp. 1, the triple interaction was significant ($P < 0.05$); the lowest FC (43%) was obtained with 0.9 and 1.2% CL, 1% CAL and 12:12 or 8:16 TCAL:CL and the highest (76% and 74.8%) with 0% CL, 2%CAL and 12:12 or 8:16 TCAL:CL, respectively. The higher the %CL, the lower the FC (linear effect, $P < 0.01$) and the higher the TCL:CAL, the lower the FC (linear effect, $P = 0.13$). The highest GP (77.8%) was found with 0%CL, 2%CAL and 12h TCAL:CL, and the lowest (45.5 and 45.8%) with 0.9 and 1.2%CL, 1%CAL and 4:20 or 12:12h TCAL:CL. The higher %CL, the lower PG (linear effect, $P < 0.01$) and the higher TCL:CAL, the higher the germination (linear effect, $P < 0.05$). In Exp. 2, FC was lower (39.7%) with 0.6% CL ($P < 0.01$) than with 0.3% CL (44.3%), whereas GP was higher (68%, $P < 0.01$) with 0.3% CL than with 0.6% CL (57.7%). In Exp. 3, there was 22 and 19% FC with 0.5% and 1% AA, respectively ($P < 0.05$) and the higher D, the higher FC (linear effect, $P < 0.10$). The AA x D interaction was significant ($P < 0.05$) for GP, which was higher (75.3%) with 0.5% AA and 5 g/cm² D and lower (50.3%) with 1% AA and 1g/cm² D. The higher the %AA, the lower the PG ($P < 0.05$), whereas a higher D increased GP (linear effect, $P < 0.01$). For the *in vivo* digestion trial the concentration of AA used was 0.5% with a D of 5g/cm². In Exp. 4, post-ruminal digestion of OM was lower (15.4%, P

< 0.01) for GS2 than for GS6, but post-ruminal digestion of starch was higher (29.5%, $P < 0.10$) in all the germinated treatments (linear effect, $P < 0.10$) than in BDS. Total tract OM ($P < 0.05$), starch ($P < 0.10$) and nitrogen ($P < 0.05$) digestion was higher (7.22%, 3.76% and 4.06%, respectively) for GS6 than for GS2. Digestible energy (DE) was higher ($P < 0.05$) for GS6 (3.72 Mcal/kg) than for GS2 (3.50 Mcal/kg). Ruminal pH was lower in BDS (6.24, $P < 0.10$) than in GS2, GS4 and GS6 (6.6, 6.5 and 6.4, respectively). Germination increased ($P < 0.10$; linear effect, $P = 0.10$) the molar proportion of acetate (6.73%) and decreased ($P < 0.05$) the molar proportion of butyrate. It is concluded that germination increased the post-ruminal digestion of starch and GS6 showed the highest total tract OM, starch and N digestion and the highest DE value.

Key words: sorghum, germination, reconstitution, silage, starch, digestion.

I. INTRODUCCIÓN

El cultivo de grano de sorgo a nivel mundial se ha incrementado debido a la amplia demanda de granos para su utilización en la alimentación humana y animal (Elias *et al.*, 2006). El grano de sorgo es el cereal de mayor importancia en muchas partes de África, Asia y de algunas regiones de trópico semiárido en el mundo (Duodu *et al.*, 2003). Tiene la ventaja de ser resistente a las sequías, por lo cual se presenta como una opción viable y se sitúa como la principal fuente de energía. De esta manera, el sorgo tiene un papel crucial en la economía alimentaria mundial, ya que contribuye a la seguridad alimentaria de los hogares rurales (Duodu *et al.*, 2003). Los estudios se han orientado al incremento del rendimiento de grano (Calles, 1983) y su resistencia a la sequía (Castro, 1999), con poca atención a las características físico-químicas del grano.

La producción de cereales a nivel mundial ha ido en aumento, no sólo por su empleo en la alimentación animal y humana, sino también porque actualmente muchos de ellos son empleados para producir biocombustibles (Reyes, 2007). En Estados Unidos se están produciendo cantidades crecientes de granos secos de destilería a partir del maíz para la producción de etanol, por lo que existe una reducción de la oferta exportable de granos, principalmente maíz, lo que impulsa a que los productores de carne de res, ave y cerdo en México hayan diversificado el contenido de las dietas con las que alimentan al ganado, buscando el equilibrio en sus costos de producción, por lo que la demanda de otros granos está en aumento. La producción de sorgo surge como un alternativa en la alimentación animal, a nivel mundial. A principios de los setentas, una gran parte de la producción de sorgo se empleaba directamente para la alimentación humana; actualmente, se ha reducido la proporción que se destina a ese fin. Su demanda ha sido el impulso para elevar la producción mundial y el comercio internacional (Muñoz, 2000).

Estados Unidos se presenta como el principal productor de grano de sorgo a nivel mundial. México ocupa el quinto lugar en superficie cultivada, con 1.8 millones de hectáreas, y el cuarto lugar en producción, con 5.5 millones de toneladas. En México, el sorgo se utiliza principalmente para la elaboración de alimentos balanceados para consumo de animales no rumiantes y rumiantes, representando la principal fuente de abasto de grano para la ganadería. Satisface el 68% del total del consumo de cereal,

mientras que el maíz representa el 27%. Actualmente, el grano de sorgo se cultiva en casi todas las entidades federativas del país, pero presenta un alto grado de concentración en dos zonas importantes: el estado de Tamaulipas como primer productor a escala nacional, seguido por la zona del Bajío, constituida por los estados de Guanajuato, Jalisco y Michoacán (SIAP, 2004).

Los híbridos de grano de sorgo utilizados en México se clasifican, por su ciclo de producción, en precoces, intermedios y tardíos. Actualmente, toda la producción de sorgo se destina al consumo nacional, principalmente de las plantas de alimentos balanceados para animales, que generalmente se encuentran muy cerca del lugar de producción, lo que permite disminuir los costos de transporte y hacer rentable la producción.

Debido a las características fisicoquímicas del sorgo utilizado en las dietas para animales, éste debe ser procesado para incrementar su valor alimenticio. Una amplia variedad de métodos de procesamiento han sido evaluados, como el reventado, el micronizado, el extrudizado, el tostado, hojueado al vapor, alto en humedad, la reconstitución, y los más comunes el molido y quebrado (Richards y Hicks, 2007). Sin embargo, estos últimos métodos no son óptimos para desdoblar la matriz proteínica que envuelve los gránulos de almidón contenidos en el grano (Chalkling, 2004). El hojueado con vapor consistentemente mejora la digestibilidad total del almidón y el valor alimenticio del sorgo y del maíz cuando se compara con el grano entero, el quebrado en seco o el molido (Theurer *et al.*, 1999; Zinn *et al.*, 2002; Corona *et al.*, 2006). Sin embargo, el hojueado al vapor es un método que eleva los costos de producción, en el caso del sorgo por el tamaño del grano es difícil su proceso y no siempre se encuentra disponible para la mayoría de los productores, por lo que es necesario encontrar y evaluar alternativas para incrementar la digestión del almidón y el valor alimenticio del cereal mediante métodos más económicos y viables de implementar.

En los últimos años la ganadería ha enfrentado un escenario favorable, que ha permitido acelerar el proceso de tecnificación; con lo que se han incrementado los niveles de inversión para mejorar la productividad. El crecimiento de la producción de

sorgo se explica principalmente porque las empresas de alimentos balanceados, así como las grandes empresas ganaderas que existen en México, han venido demandando la producción de sorgo para la formulación de varias dietas para el ganado, utilizando como insumo principal el sorgo.

II. REVISION DE LITERATURA

1. Métodos de procesamiento de los granos para rumiantes

La alimentación de los rumiantes se basa principalmente en tres tipos de alimentos: proteínicos, forrajes y energéticos. El tipo de carbohidrato en la dieta puede ser estructural (principalmente en plantas: celulosa, hemicelulosa) o de almacenamiento (de energía). Dentro de éstos, el almidón es el de mayor importancia. El almidón y la proteína son considerados como los nutrientes básicos para la producción intensiva de rumiantes, cuyas fuentes principalmente se componen de cereales y concentrados proteínicos de origen vegetal y animal (Guada, 1993).

Los métodos de procesamiento de los granos, se han desarrollado principalmente para mejorar la digestibilidad, la palatabilidad, manejo y tener una utilización más eficiente de los granos, sin afectar el pH ruminal para evitar problemas digestivos. Cuando el tratamiento se lleva a cabo durante la fabricación de alimento, su objetivo primordial no suele ser la modificación de la digestión, sino facilitar el mezclado de ingredientes, el manejo y la distribución; sin embargo, la mayor parte de los tratamientos alteran, en mayor o menor grado, el valor nutritivo de las materias primas (Theurer, 1986). En las dietas para la engorda de ganado, las razones para utilizar los diferentes métodos de procesamiento incluyen mejorar la palatabilidad, alterar el tamaño de partícula, aumentar la digestibilidad, alterar la tasa, sitio y grado de digestión, facilitar su preservación y almacenaje. Los granos de cereales, así como los concentrados proteínicos, generalmente son sometidos a diferentes tipos de procesamiento para la fabricación de alimentos balanceados (Guada, 1993).

La mejora en la utilización por parte del animal se puede obtener utilizando diversos medios, como romper la cascarilla o la cubierta cuticular de la semilla, con lo cual mejora la digestibilidad del almidón que se encuentra en el endospermo; algunos

otros métodos proporcionan un tamaño de partícula más favorable para la acción enzimática y/o bacteriana, o pueden brindar una densidad que facilita el paso óptimo a través del rumen y que va a resultar en una mejor aceptabilidad. Sin embargo, lo más importante es desdoblar la matriz proteínica que se encuentra envolviendo los gránulos de almidón (Mc Allister *et al.*, 1990). Cabe mencionar que los granos responden de manera diferente a los distintos métodos de procesamiento (Richards y Hicks, 2007).

De manera general, para que un método sea considerado efectivo debe cumplir con las siguientes características:

- a) Disminuir el desperdicio
- b) Incrementar el consumo y el índice de ganancia de peso
- c) Utilizarse con mayor eficiencia

Los métodos de procesamiento de los granos, mejoran la digestibilidad del almidón por parte de los rumiantes, pero, en general, el mayor aumento en la digestión del sorgo se presenta en su paso por el rumen. En términos de utilización por el animal, se presentan algunas diferencias entre los diversos métodos cuando éstos han sido realizados de forma apropiada (Schang, 1990).

Los principales métodos de procesamiento de los cereales se han agrupado en base a sus condiciones generales, principalmente temperatura y humedad (Cuadro 1), aunque, en la práctica, generalmente se combinan dos o más de estos métodos:

Cuadro 1. Principales métodos de procesamiento para cereales en la alimentación animal

	Seco	Húmedo
En frío	Triturado	Maceración
	Molido	Reconstitución
	Aplastado	Tratamiento alcalino
Caliente	Expandido	Hojueleado al vapor
	Micronizado	Granulado
	Extrusión	Cocción a presión

*Adaptado de Guada, 1993

La finalidad de los tratamientos en frío es lograr aumentar la superficie de exposición del grano para obtener mayor acción enzimática de los microorganismos ruminales mediante la reducción del tamaño de partícula en el molido o el rolado. En el caso de los tratamientos secos, la denominación triturado o molido refleja el grado de molturación, y el aplastado, también conocido como laminado, es similar al triturado pero utilizando molino de rodillos en lugar de martillos (Guada, 1993).

En los tratamientos en caliente se llega a conseguir cierto grado de gelatinización de los gránulos de almidón mediante la aplicación de calor a temperaturas de entre 140-180°C, ya sea mediante aire seco (expandido), infrarrojo (micronizado) o por efecto de la presión y fricción que se consigue al forzar el paso del grano a través de una matriz (granulado) o del grano entero a través de un cilindro con superficie rugosa, mediante un tornillo en espiral (extrusión), lo que provoca su molturación y calentamiento. Con frecuencia, tanto el efecto del aplastado como de la presión se refuerzan con la aplicación de calor húmedo, mediante el tratamiento previo con vapor, con lo que se consigue un mayor grado de gelatinización del almidón (Rooney y Plugfelder, 1986; Guada, 1993).

La cocción previa con vapor a presión es una variante que origina un producto algo más esponjoso y de mayor dificultad para el laminado. El tratamiento previo con vapor es también usual en la granulación y la extrusión, consiguiéndose en este último caso una expansión del grano, al cesar repentinamente la presión durante la expulsión del material (Rooney y Plugfelder, 1986).

El resultado de la aplicación de estos procesos son granos rolados o molidos en seco, de alta humedad, reconstituidos y granos rolados con vapor u hojueados. El principal objetivo de estos métodos de procesamiento es alterar el sitio de digestión del almidón pasándolo del intestino hacia el rumen y, así, conseguir un porcentaje digerido en ambos sitios (Theurer, 1986). El almidón contenido en el endospermo del grano de sorgo es considerado menos accesible a la degradación enzimática que otros granos (Rooney y Plugfelder, 1986), por lo que se reconoce, que tiene que ser procesado para que tenga un aprovechamiento más eficiente por los animales durante la engorda (Stock y Mader, 2005).

1.1. Tratamientos en frío

1.1.1. Quebrado

Se ha observado, que el sorgo tiene que ser procesado para lograr un aprovechamiento eficiente por los animales. El quebrado y el rolado en seco han sido algunos de los métodos más comúnmente utilizados para el procesamiento, obteniendo un valor nutricional entre 85 y 95% con respecto al maíz rolado seco (Stock y Mader, 2005). Sin embargo, el quebrado o molido no son suficientes para desdoblar la matriz proteínica (Zinn *et al.*, 2002; Corona *et al.*, 2005). Ambos procesos provocan la ruptura de la semilla y la reducción del tamaño de las partículas, con lo que se logra aumentar el área de superficie que está expuesta a la acción de las enzimas digestivas. Una de las ventajas que se presenta, es que el quebrado seco da como resultado partículas más grandes, con menor contenido de polvo, comparado con otros tratamientos, en particular el molido fino. Sin embargo, los datos disponibles indican que no hay una gran diferencia en la aceptabilidad, ganancia diaria de peso (GDP) o eficiencia alimenticia entre ambos métodos.

1.1.2. Rolado seco

El proceso del rolado seco se puede realizar con rodillos. En el molido a base de rodillos (rolado), el tamaño de las partículas y la cantidad de semilla que escapa de la molienda dependerá de la velocidad de flujo de los granos, de la luz entre los rodillos y del corrugado de los mismos. En cualquiera de los casos, especialmente con molinos de martillo, debe evitarse la generación de partículas muy pequeñas, ya que los granos muy

finamente molidos son poco gustosos y el polvo de los granos representa una pérdida de nutrientes (Rooney y Plugfelder, 1986).

1.1.3. Reconstituido

Este método causa la degradación fermentativa de la matriz proteínica que envuelve los gránulos de almidón y con esta degradación los gránulos pueden ser separados de la matriz (Rooney y Plugfelder, 1986). Es un método utilizado en los sistemas de producción intensivos para mejorar la eficiencia y la digestibilidad cuando se utiliza grano de sorgo para la alimentación del ganado. Es una alternativa viable para incrementar la digestión del almidón (Balogun *et al.*, 2005).

La reconstitución puede definirse como la absorción rápida de agua por los granos para lograr la completa hidratación en un tiempo mínimo. Aquí se busca incrementar la humedad del grano seco de un 25 a un 30%, para posteriormente ser almacenado en condiciones limitadas de oxígeno cuando menos por tres semanas, con lo que se permite que se produzca la fermentación. Una vez transcurrido este tiempo puede aplicarse otro procesamiento (molido o rolado) antes de ser suministrado a los animales (Richards y Hicks, 2007).

En el grano de sorgo, el agua entra al núcleo por el pedicelo y por el área apical, desde donde difunde hacia el endospermo a través del germen. La capa de la aleurona tiene una pared gruesa de células que impide la entrada rápida de agua hacia el endospermo (Figura 1). Aunque el endospermo periférico está muy cerca de la superficie del núcleo, se hidrata al final, después de que el agua ha penetrado en el germen y en las capas de endospermo harinoso y córneo.

Las cantidades de agua que logran penetrar se pueden alterar en cierta medida por el cambio en las condiciones del tratamiento. La absorción de agua está determinada por la macro y micro estructura del grano, la composición química del grano, la temperatura, el estado físico y cantidad de grano en el agua y la distribución del agua sobre la superficie del grano. La tasa de absorción de agua se puede mejorar de manera eficaz mediante el mantenimiento de una alta temperatura del agua (Rooney y Plugfelder, 1986).

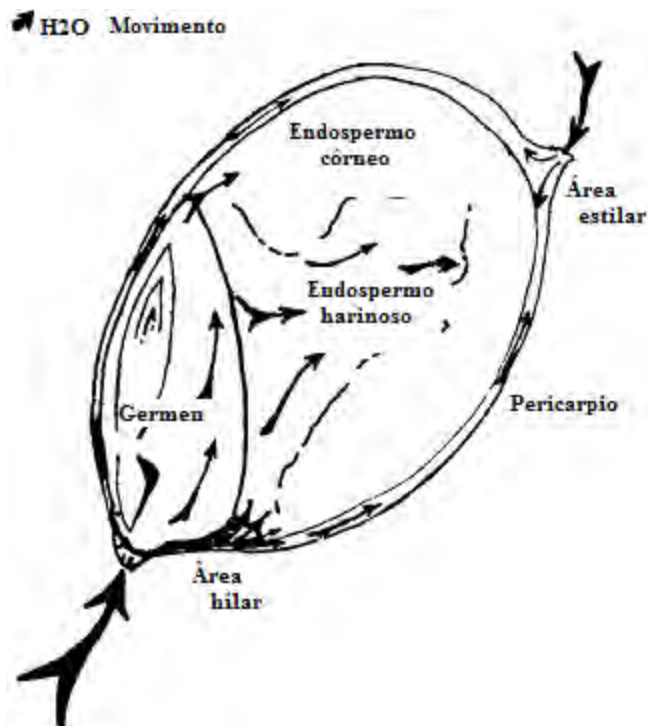


Figura 1. Captación y movimiento del agua en el grano de sorgo durante la reconstitución (Rooney y Plugfelder, 1986).

1.2. Tratamientos en caliente

1.2.1. Hojueado al vapor

El hojueado con vapor consistentemente mejora la digestibilidad total del almidón y el valor alimenticio del sorgo y del maíz cuando se compara con el grano entero, el quebrado en seco o el molido (Theurer *et al.*, 1999; Zinn *et al.*, 2002; Corona *et al.*, 2006). Sin embargo, el hojueado al vapor resulta ser un método costoso, en el caso del sorgo por el tamaño del grano el proceso se dificulta y no siempre está disponible para la mayoría de los productores, por lo que es necesario encontrar y evaluar alternativas para incrementar la digestión del almidón y el valor alimenticio del cereal mediante métodos más económicos y viables de implementar.

1.2.2. Extrusión

En el proceso de extrusión intervienen diversos factores, como son: la temperatura, el contenido de humedad, la fuerza de compresión, el tamaño de partícula, el tamaño del dado, etc. Básicamente se puede hablar de dos tipos de extrusión: seca y húmeda.

El proceso en "seco" consiste en el incremento de calor (140-145°C) a causa de la fricción bajo presión (30-40 atmósferas) cuando el producto es forzado mediante un tornillo sinfín al pasar a través de una serie de restricciones dentro de cámaras de compresión (Stock y Mader, 2005). La continua presión y cocimiento y el repentino alivio de la presión al salir el producto del extrusor causan la expansión del producto (Guada, 1993). El resultado es un producto texturizado, altamente apetitoso y durable, con un bajo contenido de polvo. Aunque los granos enteros pueden ser extruídos, la mayor eficacia de extrusión se logra al moler previamente, usando cribas inferiores a los 5 mm. A la salida de la cámara de barril de extrusión, el material produce hasta un 50% de evaporación a causa de la alta temperatura interna del barril (Braun, 2001).

El proceso de "extrusión en húmedo", consiste en el mismo procedimiento que la extrusión en seco, pero cuando el grano molido entra en la cámara de acondicionamiento donde la presión es baja (presión atmosférica), se inyecta vapor de agua y de allí se traslada directamente al barril de extrusión, donde también se agrega vapor de agua, pero presurizada (Braun, 2001).

1.2.3. Micronizado

Consiste en pasar el grano a través de un generador de rayos infrarrojos para elevar la temperatura a 150 °C (aproximadamente). La eficiencia en la utilización del grano tratado con esta técnica es similar a la obtenida con el hojueado al vapor (Stock y Mader, 2005). Hinman y Johnson (1974) también encontraron digestiones similares entre el sorgo hojueado al vapor y el sorgo micronizado.

1.3. Mejora y eficiencia en la utilización del alimento

Los granos se utilizan en las dietas de las empresas intensivas para mejorar el rendimiento y la eficiencia del ganado al incrementar la densidad energética de las dietas (Richards y Hicks, 2007). Una óptima utilización del almidón es fundamental para mejorar la producción.

Muchos métodos de procesamiento de granos se han utilizado con el fin de mejorar la utilización de los alimentos por los rumiantes (Cuadro 2). La alimentación a base de grano de sorgo procesado para animales en finalización reduce el consumo de alimento e incrementa la eficiencia de utilización de la ración (Hinman y Johnson, 1974).

Los estudios previos demuestran una clara eficacia del hojueado al vapor, la cosecha temprana, el inflado y el micronizado como tratamientos que mejoran la utilización del grano de sorgo. Cada uno de estos métodos de tratamiento parece ser casi igual de efectivo para mejorar la conversión alimenticia, si se realiza un cuidadoso control de calidad. (Theurer, 1986).

Cuadro 2. Efecto del procesamiento del grano de sorgo sobre la digestibilidad ruminal y total del almidón en bovinos.

Referencia	Método/procesamiento	Inclusión (% MS)	Consumo (g/d)	Digestibilidad (%)		
				Rumen	Tracto total	Escape rumen (%)
McNeil <i>et al.</i> , (1971)	Molido	83	2,070	42	97	58
	Micronizado	83	2,140	43	97	57
	Reconstituido	83	2,280	67	99	33
	Hojueado al vapor	83	2,290	83	100	17
Hinman <i>et al.</i> , (1974)	Molido	84	2,687	86	99	14
	Rolado seco	84	3,722	76	92	24
	Micronizado	84	3,382	84	100	16
	Hojueado al vapor	84	3,737	81	99	19
García <i>et al.</i> , (1981)	Rolado seco	82	4,167	39	92	61
	Hojueado al vapor	82	4,013	81	99	19
Hibberd <i>et al.</i> , (1983)	Rolado seco	88	4,822	69	87	31
	Hojueado al vapor	88	4,762	91	98	9
Huntington, (1997)	Rolado seco		4,810	59.8	87.2	40.2
	Hojueado al vapor		4,780	78.4	98	21.6
	Alto en humedad		3,640	73.2	92.8	26.8
	Molido		3,810	70	91	30
Theurer, (1999)	Rolado seco	77	6,761	66	96	34
	Hojueado al vapor	77	6,895	85	92	15
Owens y Zinn, (2005)	Rolado seco			67	96	33
	Hojueado al vapor			84	99	16

*Adaptado de Hinman y Johnson, 1974

2. Gelatinización

La gelatinización es un proceso de hidratación que confiere un estado gelatinoso, típico de coloides coagulados (gel). Esta hidratación se consigue mediante tratamiento térmico, a veces acompañado por presión y humedad. La gelatinización puede ser causada por agentes mecánicos, térmicos, químicos o su combinación. Una gelatinización mecánica del almidón ocurre durante la molienda de los cereales; el resultado es un almidón “dañado”, susceptible de ser degradado por acción de las amilasas, lo que ocurre también durante la extrusión, el hojueado y el rolado (Nocek y Tamminga, 1991).

Los gránulos de almidón sufren gelatinización o pérdida irreversible de su estructura nativa. En su primera etapa, cuando se aplica la energía suficiente, se rompen los puentes de hidrógeno en el área cristalina. Por ejemplo, la exposición gradual al calor (hasta 55°C) ocasiona que los gránulos de almidón absorban agua y se alcance la temperatura de transición vítrea, se incrementa su peso hasta en 50%. Los gránulos se hinchan, formando un gel y exponiendo la parte de la amilosa, ocasionando la pérdida de su birrefringencia y haciéndola susceptible a la degradación enzimática (Richards y Hicks, 2007; Nocek y Tamminga, 1991). El proceso de gelatinización es prácticamente irreversible, ya que el almidón, después de que se enfría y seca (a 55 °C), se observa sin alteración; sin embargo, si el calentamiento aumenta hasta un rango de 60 a 80°C, la mayor parte del almidón sufre un hinchamiento en el cual los gránulos pierden su cristalinidad (Owens *et al.*, 1997). Este proceso está asociado a la región amorfa; sin embargo, conforme se agrega temperatura y humedad, se afectan las áreas cristalinas del gránulo de almidón (French, 1973). Inmediatamente después de agregar humedad, durante la segunda etapa, las cadenas de almidón comienzan a aflorar fuera del gránulo, reaccionando con el agua del medio, aumentando drásticamente la viscosidad aparente de las masas y suspensiones que las contienen. Cuando se llega a la máxima viscosidad ocurre inmediatamente la tercera etapa, llamada de retrogradación, donde las cadenas se funden unas con otras. En la práctica, la gelatinización se mide a partir de la pérdida de birrefringencia, poder de hinchamiento, solubilidad y reactividad enzimática (Zinn *et al.*, 2002). Preston *et al.* (1993) relacionaron la digestibilidad *in vitro* enzimática del almidón del grano de sorgo con el grado de gelatinización del almidón, y encontraron que la digestibilidad del almidón (disponibilidad) se relaciona positivamente con el

porcentaje de almidón que se gelatiniza. El hojueado al vapor comparado con el rolado seco disminuye la variabilidad en la digestión del grano, lo que sugiere que la gelatinización y otras alteraciones causadas por este tipo de procesamiento (como el hojueado al vapor) mejoran la uniformidad de la respuesta al tratamiento. El hojueado al vapor incrementa más la digestibilidad en el rumen del almidón del sorgo (19 unidades porcentuales) que del grano de maíz (13%) (Huntington, 1997).

3. Características del grano de sorgo

3.1. Características generales

El sorgo pertenece a la familia de las gramíneas (*Poaceae*). Existen dos especies principales: *vulgare* L. y *Andropogum sorghum sudanensis*.

La planta de sorgo puede alcanzar una altura de entre 1 a 2 m; contiene un sistema radicular de hasta 2 m de profundidad, con la finalidad de alcanzar las áreas profundas, que son más permeables; contiene tres clases de raíces: laterales, adventicias y aéreas; su tallo (también llamado caña) es compacto, a veces esponjoso, con nudos engrosados (Figura 2). Puede originar macollos (unidad estructural de la mayoría de las especies de gramíneas, que se forman a partir de las yemas axilares o secundarias del meristemo basal del eje principal), de maduración más tardía que el tallo principal. La presencia de macollos es variable y está influenciada por la fertilidad, las condiciones hídricas y la densidad. Se desarrollan entre 7 y 24 hojas, dependiendo de la variedad, alternas y de manera opuesta, de forma linear lanceolada; la nervadura media es blanquecina o amarilla en los sorgos de médula seca y verde en los de médula jugosa. Tienen lígula en la mayoría de los casos. El borde de las hojas presenta dientes curvos, filosos y numerosas células motoras ubicadas cerca de la nervadura central del haz, facilitando el arrollamiento de la lámina durante periodos de sequía. Presenta inflorescencias en panojas compactas, semi-compactas o semi-laxas, con espiguillas que nacen por pares, una fértil y la otra estéril, esféricas y oblongas de 3 mm, de color negro, rojizo y amarillento.

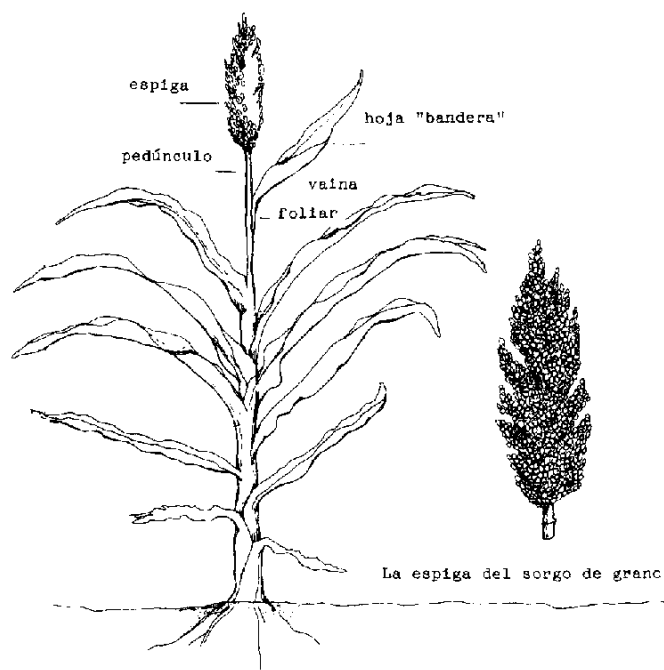


Figura 2. Representación esquemática de la planta de sorgo (Leonard, 1981)

Es un cereal importante que, a diferencia del trigo, cebada y arroz, puede crecer en regiones semiáridas. Debido a su tolerancia a la sequía y su adaptación a climas tropicales y subtropicales, constituye una fuente importante de energía (Hwang *et al.*, 2002).

3.1.1. Estructura del grano de sorgo

La estructura del grano de sorgo (Figura 3) se puede separar en tres componentes anatómicos: pericarpio (testa, 7%), endospermo (tejido de almacenamiento, 84%) y germen (embrión, 9%) (Hubbard *et al.*, 1950; Hwang *et al.*, 2002).

3.1.1.1. Pericarpio

El pericarpio o testa es la capa externa que se encarga de cubrir y proteger tanto al germen como a las capas del endospermo (Huntington, 1997), y se origina de la pared del ovario. Se divide en tres tejidos histológicos: epicarpio, mesocarpio y endocarpio. La capa más externa o epicarpio generalmente se cubre con una capa delgada de cera. El epicarpio presenta dos (epidermis e hipodermis) o tres capas de espesor y está formado por células rectangulares que a menudo contienen material pigmentado. El mesocarpio y la parte media es la capa más gruesa del pericarpio del sorgo, pero su espesor varía mucho entre los distintos genotipos (Rooney y Plugfelder, 1986). La resistencia del

sorgo al moho está asociada con un mesocarpio delgado. La cera de la superficie del grano de sorgo parece jugar un papel importante en la preservación del equilibrio hídrico de la planta mediante la reducción de la evaporación de su superficie, que actúa como una barrera para el paso del agua dentro y fuera de las células. Otras funciones de protección pueden incluir la reducción de los daños mecánicos a las células y el ataque de hongos e insectos. El endocarpio, que es la subcapa más interna del pericarpio, se compone de células transversales y de una capa de células tubulares que transportan la humedad al grano. En la molturación del sorgo en seco, el rompimiento se verifica en las capas de las células transversales y tubulares (Tester *et al.*, 2004).

3.1.1.2. Endospermo

El mayor componente del grano es el endospermo, que es un importante tejido de almacenaje. Tiene dos capas distintas, la capa de la aleurona es la más externa y contiene al endospermo córneo; esta capa contiene enzimas esenciales e inhibidores enzimáticos (Huntington, 1997). Está compuesta por células rectangulares con paredes de células delgadas, las cuales contienen grandes cantidades de proteínas, minerales y aceite. Las células del endospermo córneo son alargadas, con gránulos de almidón poligonal y están envueltos por los cuerpos de proteína. Las células del endospermo harinoso están envueltas con gránulos de almidón alrededor. Estas células tienen menor cantidad de proteínas que las células del endospermo exterior. Las diferencias en abundancia entre las capas de endospermo es la base de la clasificación de los granos (vítreo, ceroso, no ceroso, opaco, etc.) y es un factor importante que determina la diferencia en la cantidad de almidón que es fermentado en rumen y digerida en intestino entre las variedades de los granos (Huntington, 1997). El almidón que existe en el endospermo de los cereales está envuelto en una matriz proteínica, por lo cual no está fácilmente disponible para la digestión enzimática, a menos que la proteína también se reduzca (Rooney y Plugfelder, 1986; Chandrashekar y Kirleis, 1988), especialmente en la porción del endospermo duro, que dificulta la penetración de las enzimas amilolíticas (McAllister *et al.*, 1990). La digestibilidad ruminal de la proteína del sorgo es consistentemente menor que la del maíz, trigo y cebada (Spicer *et al.*, 1986; Plascencia *et al.*, 2002). El desdoblamiento de la matriz proteínica, es esencial para optimizar la digestión del almidón. El sitio y grado de digestión del almidón difiere entre la especie

animal (Ørskov, 1986), la fuente de grano (Mirón *et al.*, 1997), el tipo de procesamiento (Defoor *et al.*, 2000) y la variedad del grano (Corona *et al.*, 2006), entre otras.

3.1.1.3. Germen

El germen se compone de dos secciones: el eje embrionario y el escutelo. El eje embrionario se convierte en la nueva planta. El escutelo es el tejido de reserva de células germinales; contiene grandes cantidades de aceite, proteínas, enzimas y minerales. La composición química del sorgo es de aproximadamente 75% de almidón, 12% de proteína, 3.6% de aceite, 2.7% de fibra (celulosa y hemicelulosa), 1.6% de cenizas, y 0.2% de cera (Hubbard *et al.*, 1950; Hwang *et al.*, 2002).

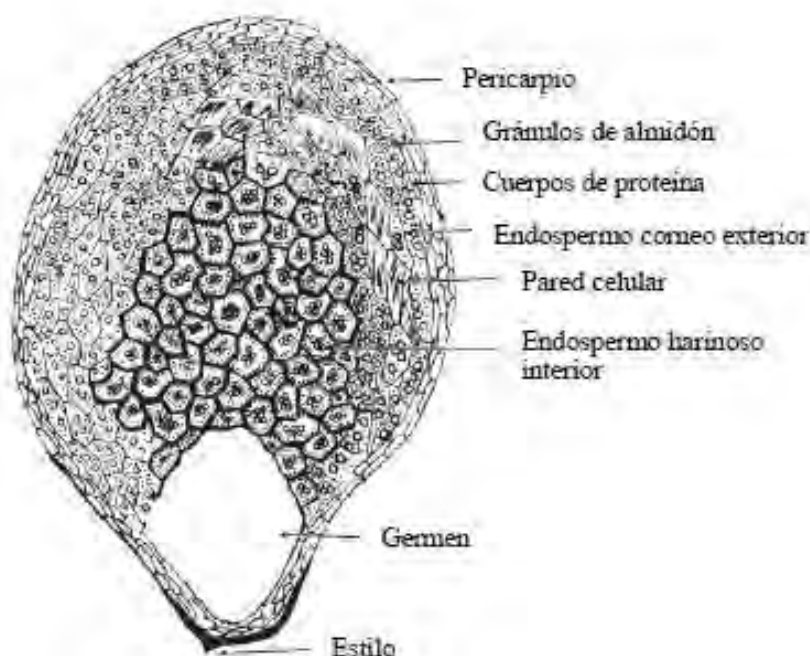


Figura 3. Representación esquemática de grano de sorgo. Se muestra las células del endospermo córneo exterior y endospermo harinoso interior. (Chandrashekar y Mazhar, 1999)

3.1.2. Estructura del almidón

El almidón es el carbohidrato no estructural o de reserva más abundante en las gramíneas y leguminosas (Van Soest, 1986). Es de gran importancia debido a que representa la forma principal de almacenamiento de carbohidratos en las plantas; puede llegar a representar 65 a 85% de la materia orgánica en los granos de cereal. La estructura del almidón se forma por pequeños gránulos dentro del amiloplasto celular, los cuales se agregan formando una estructura más compleja. Los gránulos se forman

por dos tipos de α -glucanos: la amilosa (la cual se presenta como una estructura de forma lineal) y la amilopectina (estructura ramificada), que representan aproximadamente 98% de la MS del almidón. Dentro de la matriz de los gránulos se encuentran pequeñas cantidades de fosfolípidos, ácidos grasos libres, proteínas y minerales, que aunque no superan el 2% de la composición del granulo, pueden afectar las propiedades del almidón (Tester *et al.*, 2004).

Los gránulos de almidón están divididos en áreas cristalinas y en áreas amorfas. La región cristalina está compuesta principalmente de amilopectina. Esta área, es menos permeable a la entrada de agua y al ataque enzimático y es la responsable de la birrefringencia del grano. Se considera que las cadenas adyacentes “A”, se encargan de formar una doble hélice en esta región. La región amorfa es rica en amilosa, lo cual la hace menos densa que el área cristalina. El agua se mueve con mayor libertad a través de ella y la hidrólisis del almidón mediante la amilasa en el granulo empieza en esta región. Las modificaciones químicas del almidón, como son los enlaces cruzados, afectan el área amorfa (Rooney y Plugfelder, 1986; Tester *et al.*, 2004). Las regiones cristalinas y las regiones amorfas se alternan en la amilopectina, Las cadenas lineales en la molécula son clasificadas como “A” (no lineales), “B” (lineales) y “C” (una cadena central simple que contiene un grupo final reducido).

3.1.2.1. Amilosa y amilopectina

El almidón en realidad es una mezcla de dos polisacáridos muy similares: la amilosa y la amilopectina. Ambas son cadenas lineales de glucosa unidas mediante enlaces α -(1-4), pero la amilopectina tiene ramificaciones, las cuales se unen a la cadena principal mediante enlaces α -(1-6) (Figura 4) Estas ramificaciones se presentan cada 20 – 25 unidades de glucosa (Figura 5). La mayoría de los almidones contiene alrededor de 20-30% de amilosa.

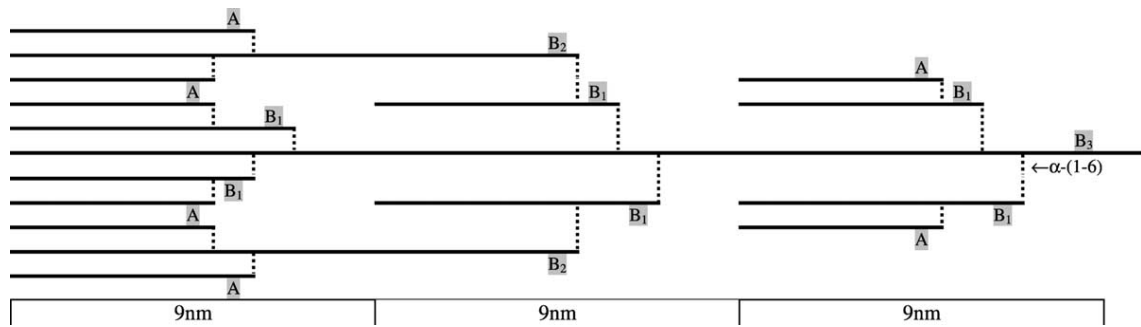


Figura 4. Representación esquemática de una sección de amilopectina. Indica el patrón de ramificación de la unidad cadenas α - (1, 4)-(A, B1-B3), unidas entre sí por enlaces α - (1, 6) - (puntos de ramificación) (Tester *et al.* 2004).

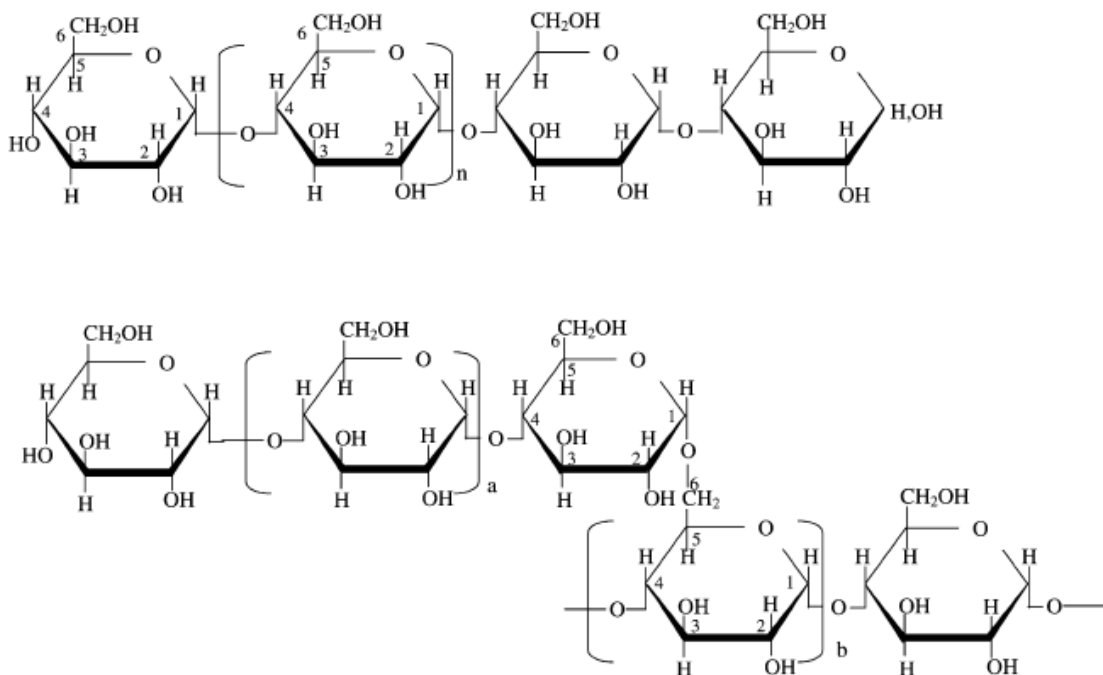


Figura 5. Estructura lineal de la amilosa (superior) y de la amilopectina (inferior) (Tester *et al.*, 2004).

La amilopectina es la fracción más abundante del almidón (70 - 80%); es la responsable de la formación de las regiones cristalinas en los gránulos. Las regiones cristalinas junto con las regiones no organizadas (amorfás) dan lugar a la estructura pseudocristalina característica del almidón. Las proporciones de ambas moléculas (amilosa y amilopectina), su posición en el grano y su disposición molecular varían entre especies y variedad del grano, determinando las propiedades de cada grano (Tester *et al.*, 2004). Algunos almidones están constituidos exclusivamente por amilopectina y son conocidos como céreos. Las cadenas de amilopectina forman dobles hélices en las que se intercala la amilosa. Estas hélices forman una estructura cristalina densa con

mayor o menor contenido de agua en su interior, dependiendo del tipo de almidón. Las zonas amorfas y cristalinas se depositan de tal forma que hacen anillos para formar el tamaño y forma final del granulo (Figura 6) (Buléon *et al.*, 1998). Se puede relacionar la resistencia del almidón al ataque por agentes externos con la densidad de su estructura, por ejemplo: la capa harinosa es más susceptible a algunos agentes (enzimas digestivas, procesos térmicos, etc.) que las capas periférica y córnea, que, por estar embebidas por una matriz proteínica, son más resistentes (Huntington, 1997).

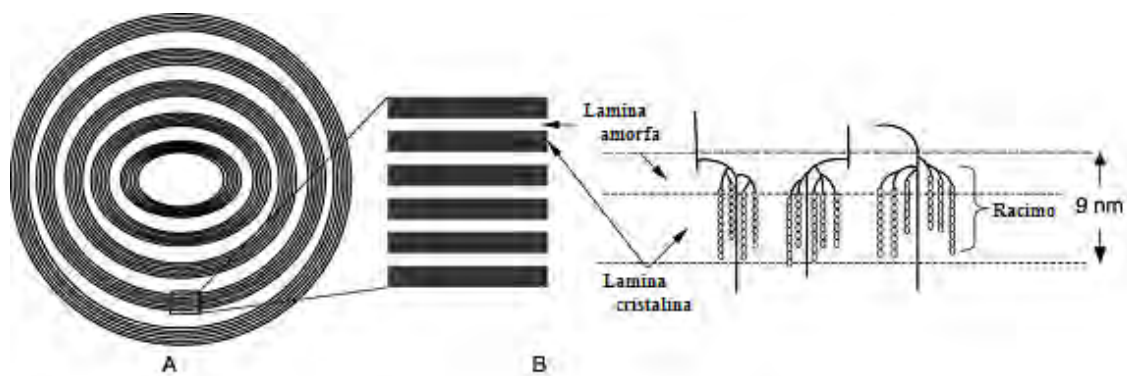


Figura 6. Representación esquemática del granulo de almidón (Tester *et al.*, 2004)

El almidón es el nutriente más importante en las dietas de rumiantes para promover altos niveles de producción, por lo que su utilización óptima es fundamental para mejorar la eficiencia de la producción en los animales (Theurer, 1986).

3.1.2.2. Matriz proteínica

La accesibilidad a los gránulos de almidón depende de la composición química y el grosor de la pared que existe a su alrededor y de la interacción intracelular con proteínas, que puede impedir o disminuir el ataque enzimático (Cheng *et al.*, 1991). La interacción del almidón con las proteínas puede reducir significativamente su susceptibilidad a la acción de las bacterias y enzimas hidrolíticas; esto se debe a la insolubilidad de la mayoría de las proteínas que están contenidas en el endospermo, además de la manera en que se entrelazan con los gránulos de almidón, con lo que aumenta la dificultad para digerirlos (Wall y Ross., 1970). Las proteínas muestran una distribución poco o nada uniforme, lo cual provoca la formación de placas densas alrededor de los gránulos de almidón, por lo que tanto la matriz como los cuerpos de

proteína no puedan ser atacados por las proteasas y se dificulta la exposición del almidón a la acción de las amilasas.

Las prolaminas en el grano de sorgo reciben el nombre de kafirinas y son las fracciones de proteína más abundantes, ocupando 70% del total del endospermo (Duodu *et al.*, 2003). Chandrashekar y Kirleis (1988) demostraron que en un grano más duro se deposita una mayor cantidad de cuerpos proteínicos y de prolaminas que en uno más blando. Aldebrahman y Hosenev (1984) concluyeron que las prolaminas son las responsables de darle la dureza al grano. Desde el punto de vista nutricional, las kafirinas son importantes debido a que no solo se encuentran en mayor proporción en el grano de sorgo, sino que también son las principales responsables de la disminución de su digestibilidad (Hamaker *et al.*, 1995; Philippeau *et al.*, 1998).

Existen otros factores que afectan la digestibilidad de la proteína y con ello la del almidón, como la interacción de las proteínas de sorgo con componentes no proteínicos como los polifenoles, polisacáridos no amiláceos, fécula, fitatos, lípidos y factores que surgen de los cambios dentro de las proteínas del sorgo (Duodu *et al.*, 2003).

4. Digestión de los carbohidratos

El procesamiento de los cereales se realiza con el fin de aumentar la velocidad y grado de digestión del almidón. Generalmente, los granos se quiebran, muelen o se rolan al vapor para romper la estructura del pericarpio y con ello facilitar el acceso de los microorganismos a los nutrientes que se encuentran en el endospermo del grano. El tamaño de partícula, determina en gran medida la cantidad de almidón expuesto a la digestión por las enzimas microbianas y, por lo tanto, la producción de ácidos orgánicos y mucopolisacáridos es más acelerada, lo que lleva a una disminución en el pH (Cheng *et al.*, 1998).

Algunos métodos de procesamiento pueden llegar a ser muy costosos, como el hojueado al vapor y el micronizado, debido a que implican la aplicación de calor a los granos de cereales y la gelatinización del almidón (Evers y Stevens, 1985). Más allá del molido o quebrado, la gelatinización aumenta la accesibilidad de las enzimas microbianas al almidón, de modo que la tasa de digestión a nivel ruminal del almidón

del sorgo hojueleado al vapor es aproximadamente tres veces mayor que el del sorgo molido (Theurer, 1986). La mayoría de los autores coinciden en que la gelatinización del almidón tiene una cinética de orden cero en los primeros minutos y de primer orden durante el resto de la reacción. En cambio, el calor seco puede formar complejos entre el almidón y la proteína, que frenan el ritmo de la digestión del almidón en el rumen.

Los carbohidratos son importantes para los rumiantes, ya que constituyen la principal fuente de glucosa para garantizar el adecuado funcionamiento celular. Sin embargo, durante la digestión ruminal de carbohidratos, la mayoría de los polisacáridos resultantes son transformados en ácidos grasos volátiles (AGV'S) de cadena corta, los que a su vez, van a ser absorbidos a través del epitelio ruminal. Los cereales son ampliamente utilizados en dietas de sistemas de producción intensiva con animales altamente productivos, suministrando una cantidad apreciable de almidón para la digestión ruminal e intestinal (Ortega y Mendoza, 2003).

4.1. Degradación del almidón en el rumen

Al procesar el grano, se rompe el pericarpio y se producen partículas de menor tamaño, con lo que se aumenta la superficie de digestión (Stock *et al.*, 2005). Con estos cambios se produce la ruptura en cierto grado de la matriz proteínica que recubre los granos (McAllister *et al.*, 1994). Sin embargo, para el caso del sorgo, que tiene una ruptura por masticación muy escasa (5 a 22% del grano entero, dependiendo el peso del animal), es indispensable su procesamiento para obtener una elevada digestibilidad. El almidón es digerido por las enzimas que secretan los microorganismos ruminales, además de las enzimas intestinales; esto afectará tanto la tasa como el grado de digestión del almidón en los diferentes sitios del aparato digestivo. La tasa de digestión del almidón del grano de sorgo en el rumen es menor en relación a la de otros granos (Stock *et al.*, 1987) y varía inversamente con el tamaño de la partícula del grano (Galyean *et al.*, 1981).

Aunque los protozoarios y los hongos participan en la digestión del almidón, la mayor parte es realizada por las bacterias ruminales (Huntington, 1997). Una etapa inicial fundamental en la digestión bacteriana de partículas de alimento es la adhesión; aproximadamente, tres cuartas partes de la digestión de la fibra, proteínas y almidón se

lleva a cabo por las bacterias que están sujetas o firmemente adheridas a las partículas de alimento (McAllister et al., 1994). Sin embargo, no todas las bacterias están equipadas con una gama completa de enzimas digestivas. Por lo tanto, la máxima digestión del almidón requiere de la interacción entre las especies bacterianas (Huntington, 1997). Cultivos de *Streptococcus bovis*, *Butyrivibrio fibrisolvens*, *Prevotella ruminicola* y *Selenomonas ruminantium* han demostrado la importancia de esta interacción entre las especies bacterianas en el logro de mayores tasas de crecimiento bacteriano y la digestión completa de almidón (Cotta, 1992). Cuando el almidón ingresa al rumen, pasa por una serie de etapas fermentativas que permiten la formación de ácidos grasos volátiles. La primera etapa es la hidrólisis de las cadenas de amilosa y amilopectina para lograr una degradación hasta sus componentes monosacáridos (en este caso glucosa); la glucosa es convertida en fructosa 1,6-difosfato, que a su vez, mediante la glucólisis, es convertida en fosfoenolpiruvato. A partir de aquí se puede seguir por distintas vías:

- A la formación de un intermediario transitorio (formato) y la posterior producción de metano. No todo el fosfoenolpiruvato que se va a esta vía se utiliza para este propósito, ya que una pequeña porción va a producir acetato.
- A la producción de piruvato (la mayor parte del fosfoenolpiruvato se utiliza para esto), que a su vez se va a dirigir hacia distintas vías: 1) producción de butirato por medio de β -OH-butirato, 2) producción de propionato por la vía aleatoria (oxalacetato-succinato) y 3) producción de propionato por la vía reductora directa (lactato-acrilato), aunque esta última solo produce 10 a 30% del propionato total.

En el mismo momento en que ocurren estos procesos, la proteína está siendo degradada. La intensidad con la que se realiza este proceso de degradación es variable, ya que depende en gran medida de la fracción potencialmente degradable que exista y de su tiempo de retención en el rumen. (Swenson *et al*, 1993; Church *et al*, 2006). Cuando se presenta un aumento en el suministro de almidón fermentable, la población microbiana ruminal responde rápidamente con la producción de ácidos grasos de cadena corta, los cuales provocan una disminución del pH ruminal y con ello una pérdida de la

motilidad ruminal normal, que son los principales trastornos digestivos asociados a la alimentación con dietas altas en granos (Huntington *et al.*, 2006).

La fermentación que se lleva a cabo en el rumen transforma los componentes de la dieta en productos útiles (AGV'S y proteína microbiana) y productos de desecho (metano y CO₂). Dentro de los componentes de la dieta, los carbohidratos constituyen la principal fuente de energía para los microorganismos ruminales, mientras que los AGV'S (productos secundarios de la digestión bacteriana) constituyen la principal fuente de energía para el animal.

Existen diversas especies de bacterias presentes en el rumen que son capaces de digerir el almidón. Estos organismos amilolíticos se encuentran en mayor porcentaje en la población microbiana cuando el almidón se encuentra en altas proporciones en el alimento. Las especies que participan en ganado alimentado con dietas altas en grano son: *Ruminobacter*, *Butyrivibrio fibrisolvens*, *Selemona lactylitica*, *Streptococcus bovis*, *Prevotella ruminicola*, *Eubacterium ruminantium*, *Ruminobacter amylophilus*, *Ruminococcus bromii*, *Succinimonas amylolitica* y *Lactobacillus spp.* (Ortega y Mendoza, 2003) (Figura 7).

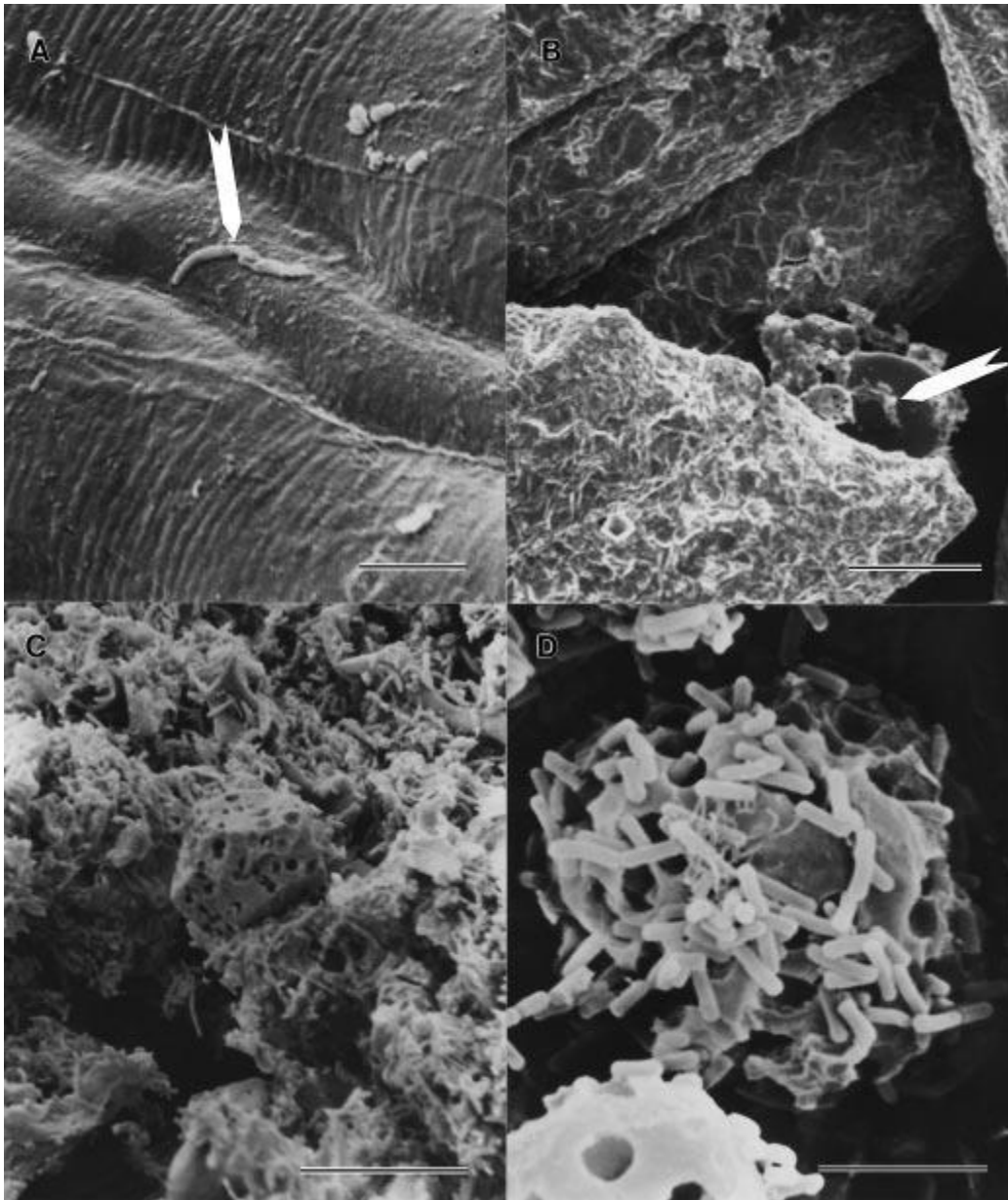


Figura 7. Imagen en microscopía electrónica del maíz. 48 hrs después de incubación en el rumen. A: Colonización bacteriana del pericarpio (nótese la escasa colonización bacteriana, barra = 5 μm). B: Imagen del endospermo córneo (colonización Bacteriana limitada, con escasa evidencia de digestión barra = 20 μm). C: Fotografía en microscopía electrónica del endospermo harinoso (se muestra una fina capa de bacterias y la evidencia de una mayor digestión, barra = 5 μm). D: Colonización bacteriana de un gránulo de almidón del endospermo harinoso y el daño causado por su digestión (barra = 5 μm). (Publicada por McAllister; adaptada de Huntington, 1997).

Los microorganismos del rumen tienen la capacidad enzimática de degradar los enlaces glucosídicos α (1-4) y α (1-6) del almidón. Bacterias, hongos y protozoarios contribuyen a dicha degradación, aunque su contribución relativa es variable. Cuando se utilizan dietas con elevados contenidos de carbohidratos no estructurales, se incrementa rápidamente la producción de AGV'S, descendiendo con ello el pH ruminal, lo que inhibe el crecimiento de hongos y protozoarios. En general, se puede atribuir la mayor

actividad de degradación ruminal del almidón a las bacterias, pese a la participación de protozoarios y hongos (Huntington, 1997). Las hifas de los hongos pueden jugar un papel importante, erosionando la superficie de los granos de la dieta, lo que favorece el ataque microbiano (McAllister *et al.*, 1994); hongos como el *Neocallimastix frontalis* fermentan rápidamente el almidón.

Los protozoarios, debido a que, por una parte, poseen la capacidad de fagocitar cierta cantidad de bacterias amilolíticas y, por otro lado, tienen la capacidad de ingerir rápidamente carbohidratos altamente fermentables (Huntington, 1997), (con los que sintetizan sus propios polisacáridos de reserva), logran dotar al rumen de una capacidad tampón para evitar el exceso de material fermentable (Williams y Coleman, 1997). Este aspecto se debe tener en cuenta cuando se ofrecen dietas con una alta cantidad de carbohidratos altamente fermentables.

Para poder contar con un acercamiento preciso sobre el contenido de almidón en los granos y la capacidad de fermentación de este almidón en las dietas se requiere de una estimación exacta de la cantidad de almidón y las características fermentativas de este, ya que las distintas variedades de granos varían en sus propiedades. En la mayoría de los cereales, excepto el maíz y el sorgo, 90% o más del almidón es normalmente fermentado en el rumen (Ørskov, 1986). Huntington (2006) menciona que el trigo, de entre los granos más utilizados, es el que contiene la mayor cantidad de almidón, con 77% aproximadamente (Aimone y Wagner, 1977), seguido por el maíz (Zinn, 1991, 1993a,b; Larson *et al.*, 1993) y el sorgo (Herrera-Saldana *et al.*, 1990; Streeter *et al.*, 1990a,b, 1991; Zinn, 1991; Poore *et al.*, 1993) con 72%, mientras que la cebada y la avena contienen 57 a 58% (Herrera-Saldana *et al.*, 1990; Hatfield *et al.*, 1993; Zinn, 1993a,b).

El grano quebrado o molido puede ser fermentado si contiene la cantidad adecuada de humedad (24 a 35 %) (Owens y Zinn, 2005). El grano puede ser molido finamente para maximizar la digestión total, ya que las partículas que son grandes e hidrofóbicas resisten el ataque microbiano en el rumen y el enzimático en el intestino (Ørskov, 1986; Owens *et al.*, 1997). Ya que partículas muy finas de almidón son fermentadas muy rápidamente en el rumen y pueden causar acidosis, el molido fino es evitado en dietas ricas en almidón para rumiantes. Sin embargo, si se incluye suficiente forraje en la dieta

para prevenir la acidosis y el ganado es alimentado con frecuencia con una dieta integral, es improbable que el molido a un tamaño de partícula fino cause acidosis y, además, mejorará la digestibilidad del almidón y la eficiencia alimenticia (Elizalde *et al.*, 1999). Con grandes cantidades de forraje puede lograrse una disminución en la digestión del almidón en el rumen; de esta manera, una mayor cantidad de almidón de la dieta puede escapar de la fermentación ruminal y, por lo tanto, estar disponible para la digestión post-ruminal y su posible absorción como glucosa (Ortega y Mendoza, 2003). Los carbohidratos que llegan al intestino delgado son, en su mayoría, polisacáridos microbianos y almidones que escapan de la fermentación ruminal (Harmon, 1993).

4.2. Digestión intestinal del almidón

Con el uso de sistemas de alimentación de rumiantes con dietas altas en grano se despertó el interés en la determinación de la capacidad de los rumiantes para digerir el almidón en el intestino, ya que la absorción y el metabolismo de la glucosa parece ser más eficiente energéticamente que la fermentación y la absorción de ácidos orgánicos (Huntington, 1997), aunque esto está en controversia actualmente. El proceso que sufre el almidón desde que logra pasar el rumen y llega al intestino delgado hasta su absorción ocurre en tres fases distintas.

- En la primera fase, el almidón que pasa al intestino se digiere en el lumen del duodeno a través de la acción de las α -amilasas secretadas por el páncreas; con esto se inicia la ruptura del almidón en componentes más básicos, como la maltosa, maltotriosa, dextrinas y oligosacáridos de dos o tres moléculas de glucosa (Gray, 1992; Harmon, 1993). La secreción de la amilasa pancreática en el rumiante depende de varios factores, entre lo que están: la composición de la dieta, el nivel de ingestión, la cantidad y proporción de almidón en la ración (Van Hellen *et al.*, 1978; Russell *et al.*, 1981). Por lo tanto, el papel del páncreas dentro de la digestión es de suma importancia, ya que es el encargado de proporcionar las enzimas digestivas necesarias para asegurar una completa ruptura de los sustratos en la digesta duodenal y, al mismo tiempo, neutralizar el quimo acidificado proveniente del abomaso por medio de la secreción de bicarbonato, a fin de proporcionar un ambiente óptimo para la actividad enzimática (Huntington *et al.*, 2006). Harmon (1993) concluye que la

producción y la secreción de enzimas durante la digestión del almidón en el intestino responde más a la cantidad de energía consumida por el animal que a la cantidad de almidón de la dieta.

- La siguiente fase ocurre en el borde de la membrana ciliar mediante la acción de las carbohidrasas (polisacaridasas, glucosidasas y oligosacaridasas). Las polisacaridasas se encargan de la hidrólisis de los enlaces glucosídicos de los carbohidratos de cadena larga (glucógeno y almidón). Las glucosidasas actúan principalmente sobre los disacáridos como sacarosa, fructosa, maltosa y lactosa, hidrolizándolos hasta convertirlos en compuestos simples para ser absorbidos. A diferencia de los animales no rumiantes, los rumiantes no tienen actividad de sacarasa medible y, por lo tanto, dependen de la actividad de la maltasa para producir unidades de glucosa para la absorción (Harmon, 1992). Las oligosacaridasas (maltasas e isomaltasas) se encuentran en la membrana de la mucosa intestinal y dan como producto final glucosa, la cual es absorbida por el intestino hacia el torrente sanguíneo (Huntington *et al.*, 2006).
- La última fase comprende el transporte de la glucosa fuera del lumen intestinal y dentro de la circulación sanguínea. La glucosa en el lumen pasa a la sangre por transporte activo secundario, a través de un transportador sodio-glucosa, y por difusión simple a través del espacio intercelular. Estos transportadores se encuentran en mayor concentración en el duodeno y van desapareciendo a lo largo del intestino delgado, por lo que la digestión del almidón se produce principalmente en la parte proximal del intestino delgado (Huntington *et al.*, 2006). Entre 5 y 20 % del almidón consumido se digiere a nivel post-ruminal (Streeter *et al.*, 1989, 1991; Hill *et al.*, 1991; Zinn, 1991).

Dentro de las enzimas necesarias para la digestión del almidón se encuentran las amilasas. La enzima α -amilasa degrada a la amilosa en maltosa y pequeños compuestos de glucosa; sin embargo, esta enzima sólo degrada parcialmente a la amilopectina y al glucógeno, debido a que no es capaz de desdoblar los enlaces glucosídicos 1-6 encontrados en los puntos de ramificación de la cadena del polisacárido. La β -amilasa, presente en plantas y bacterias, también cumple la función

de degradar los enlaces 1,4- α -glucosídicos, pero comienza su acción por el extremo libre no reductor del almidón, liberando maltosa al igual que la enzima α -amilasa; la hidrólisis se detiene en los puntos de ramificación de la amilopectina y el residuo se conoce como dextrina límite. La pululanasa o isoamilasa hidroliza los enlaces 1,6- α -glucosídicos, quitando las ramificaciones de la amilopectina o las dextrinas. Si existe un acompañamiento general del complejo de las amilasas, se puede lograr una efectiva degradación total del almidón. Otra enzima perteneciente a esta peculiar familia es la glucoamilasa, también reconocida como amiloglucosidasa; su función es actuar en la hidrólisis de cadenas de polisacáridos, operando en los enlaces 1,4- α -D-glucosa que están de manera residual después de haberse expuesto la cadena a la acción de α y β amilasa. El producto final más importante de la acción de la glucoamilasa sobre el almidón es glucosa, lo que la diferencia claramente de la α y β amilasas. La enzima también produce pequeñas cantidades de oligosacáridos. La acción de la enzima causa inversión de la configuración, produciendo β -glucosa (Carrera, 2003).

4.3. Absorción de glucosa

Las dos rutas principales para la transferencia de glucosa desde la luz del intestino delgado al torrente sanguíneo son el transporte activo secundario y la difusión paracelular en arreglo con la absorción de agua ("arrastre por disolvente"). Los transportadores de glucosa han sido identificados para una gran variedad de especies, incluidos los rumiantes (Hediger y Rhoads, 1994; Shirazi-Beechey *et al.*, 1995). La identificación del transportador sodio-glucosa que se encuentra en el intestino (SGLT1) incluye información sobre la localización cromosómica de los genes responsables de su síntesis, su estructura primaria y conformación de la membrana del borde en cepillo, además de los mecanismos por los cuales es capaz de transportar una molécula de glucosa y dos ^+Na en cada uno de sus ciclos (Huntington, 1997). Se han realizado estimaciones de la capacidad de transporte de la SGLT1, las cuales van desde 50 hasta más de 200 ciclos por segundo (Hediger y Rhoads, 1994, Ferraris *et al.*, 1989). La densidad de SGLT1 está en función de la superficie de las microvellosidades, que a su vez depende del número y la conformación de las vellosidades intestinales y la ubicación dentro del intestino delgado. La mayor densidad de los transportadores está en la porción proximal del intestino, con aproximadamente 50%, y la menor densidad se encuentra en las porciones distales del intestino (Ferraris *et al.*, 1989). La capacidad de

transportar activamente la glucosa se puede duplicar en un plazo de 2-4 días (Huntington, 1997).

5. Factores que afectan la digestibilidad del almidón

La velocidad y el grado de digestión del almidón en el rumen están determinados por una compleja interrelación de varios factores, incluyendo la fuente de almidón de la dieta, la composición de la dieta, la cantidad de alimento consumido por unidad de tiempo, alteraciones mecánicas (procesamiento de granos, masticado), alteraciones químicas (grado de hidratación, gelatinización) y el grado de adaptación de la microbiota ruminal a la dieta (Thorne *et al.*, 1983; Dreher *et al.*, 1984; Huntington, 1997). El alterar el consumo mediante técnicas de administración del alimento (Loerch, 1990; Pritchard, 1995) o mediante el uso de aditivos como los ionóforos (Zinn, 1987; Burrin *et al.*, 1988; Stock *et al.*, 1990; Zinn y Borques, 1993) puede afectar la digestión del almidón (Huntington, 1997). La aplicación de factores que modifican la estructura microscópica del grano, como el calor, temperatura, tiempo y presión, es muy utilizada para aumentar la digestión del almidón de aquellos granos que de manera natural son digeridos pobremente. Owens y Goetsch (1986) proporcionan una revisión exhaustiva de los efectos de estos enfoques sobre las principales variables de cinética ruminal, tales como la cantidad de líquido ruminal, cantidad de partículas alimenticias, propiedades químicas (pH, osmolaridad), tasa de paso de líquido, tasa de digestión de las partículas de alimento, velocidad de paso de las partículas de alimento (escape ruminal), tasa de dilución del medio ruminal, y salida de productos microbianos (proteína microbiana).

5.1. Factores anti-nutricionales

Los factores anti-nutricionales afectan la utilización del almidón por distintos mecanismos y dentro de ellos se incluye a los inhibidores de enzimas, los cuales se sitúan entre los de mayor importancia: taninos, fitatos y lectinas. Los granos de sorgo resistentes a las aves (RA) contienen taninos condensados, los cuales ayudan además a prevenir la proliferación fungal antes de la cosecha y la germinación. Comparado con los granos de sorgo no resistentes a las aves (no/RA), las variedades RA tienen menor digestibilidad del almidón *in vitro* (Saba *et al.*, 1972; Hibberd *et al.*, 1982) y una más baja digestión aparente de N (Shaffert *et al.*, 1974; Streeter *et al.*, 1990b). La reducción en la digestión aparente de N se atribuye a la inhibición de las proteasas y deaminasas

microbianas (Tagari *et al.*, 1965; Singh y Arora, 1980) y a la inhibición de las enzimas pancreáticas secretadas en el intestino delgado (Mitjavila *et al.*, 1977; Griffiths, 1979).

Los taninos actúan inactivando las enzimas digestivas de los herbívoros y creando complejos agregados de taninos y proteínas de plantas que son difíciles de digerir (Hahn, 1984). Esta condición se desarrolla cuando los grupos hidroxilos de los taninos pueden establecer interacciones hidrofóbicas o de enlace de hidrógeno con los grupos carbonilos de la cadena peptídica de las proteínas, debido, por un lado, a la reactividad de los taninos para enlazarse a las proteínas y, por otro, al número de grupos fenólicos accesibles presentes en las moléculas de taninos y a la calidad de la proteína (Rodríguez, 1982; Jaffé, 1986). El complejo tanino-proteína ha sido caracterizado como resistente a la hidrólisis enzimática en condiciones de pH fisiológico, tanto en el estómago como en el intestino (Featherston, 1975; Muindi, 1981). Esta particularidad determina la precipitación de la proteína, con la consiguiente excreción en las heces (Jaffé, 1986; Schang, 1990; Bravo, 1993; Corona *et al.*, 2005) y repercute negativamente tanto en la calidad y digestibilidad de la proteína como en la disponibilidad de los aminoácidos y excreción del nitrógeno.

5.2. Nivel de consumo

Algunos autores han podido observar que con un incremento en el nivel de consumo de granos en las dietas para ganado se puede incrementar la digestión de almidón a nivel ruminal (Russell *et al.*, 1981).

El tiempo de permanencia de las partículas de alimento en el rumen es uno de los factores determinantes en el nivel de utilización de los granos (Ortega y Mendoza, 2003) y se puede ver afectado fundamentalmente por el nivel de ingestión y de la relación forraje/concentrado de la dieta. Al incrementar el plano de alimentación, aumenta la tasa de renovación del contenido ruminal y, por consiguiente, disminuye el tiempo de permanencia del alimento en el rumen. Se ha observado que un incremento en el plano de alimentación de una a dos veces el nivel de mantenimiento, cuando se administra forraje granulado a ovejas, supone un incremento del ritmo fraccional de paso de las partículas de suplemento proteínico en el rumen de 2.2 a 3.1% por hora, y que un incremento en la fracción de paja de 6 a 23% en dietas concentradas ofrecidas a

corderos en cebo intensivo representa un incremento del ritmo fraccional de paso de 4.8 a 7.9% por hora, debido probablemente a la mayor salivación y motilidad ruminal provocada por el incremento en la proporción de paja en la dieta (Castrillo *et al.*, 1992).

La forma de presentación de la ración, el estado fisiológico y la temperatura ambiente son otros factores que pueden modificar el tiempo de permanencia del alimento en el rumen. La digestión de los alimentos en el rumen depende, básicamente, del ritmo de degradación de los mismos y del ritmo al que abandonan el rumen (ritmo de paso). El ritmo de degradación de los alimentos está condicionado por sus propias características (composición química, tamaño de partícula, procesado previo, etc.), así como por el ambiente ruminal en el que se degradan (pH, flora microbiana, concentración de amoníaco, etc.). El ritmo de paso de la digesta depende de numerosos factores, algunos de ellos relacionados con el animal y su medio ambiente (especie animal, estado fisiológico, temperatura ambiente, etc.) y otros relacionados con el propio alimento (forma física de la ración, proporción forraje/concentrado, etc.). Uno de los factores que afecta más claramente al ritmo de paso de la digesta a través del tracto digestivo es el nivel de ingestión (Carro *et al.*, 2000).

6. Proceso de germinación en el grano de sorgo

Las semillas son la unidad de reproducción sexual de las plantas y tienen la función de multiplicar y perpetuar la especie a la que pertenecen. La germinación inicia con el proceso de reconstitución que es el responsable de incrementar la digestibilidad del grano de sorgo reconstituido (Hibberd *et al.* 1986). La estructura básica de las semillas consta esencialmente de un embrión (el cual está formado por un eje embrionario y uno, dos o varios cotiledones), una provisión de reservas nutritivas, que pueden almacenarse en un tejido especializado (albumen o endospermo) o en el propio embrión, y una cubierta seminal que recubre y protege a ambos. Para que la semilla cumpla con su objetivo es necesario que el embrión se transforme en una plántula, que sea capaz de valerse por sí misma y finalmente convertirse en una planta adulta. Todo ello comprende una serie de procesos metabólicos y morfogenéticos cuyo resultado final es la germinación de las semillas.

Para que la recuperación de la actividad biológica por parte de la semilla tenga lugar, es necesario que se den una serie de condiciones ambientales favorables, como son: un sustrato húmedo, suficiente disponibilidad de oxígeno que permita la respiración aerobia y una temperatura adecuada para los distintos procesos metabólicos y para el desarrollo de la plántula. Condiciones como la temperatura y los niveles de oxígeno afectan la actividad de las enzimas endógenas (Balogun *et al.*, 2006). Dewar *et al.* (1997a) señalan un incremento en la actividad de la amilasa cuando hay un aumento en la temperatura durante el remojado, aunque Novellie (1962) no encontró diferencias significativas.

La absorción de agua por la semilla desencadena una secuencia de cambios metabólicos, que incluyen la respiración, la síntesis proteínica y la movilización de reservas. Durante la germinación de la semilla hay una ruptura de las reservas de carbohidratos y en algunos casos de proteína. A su vez, la división y el alargamiento celular en el embrión provocan la rotura de las cubiertas seminales, que generalmente se produce por la emergencia de la radícula. En aquellas semillas en las que la radícula no es el primer acontecimiento morfológico, se consideran otros criterios para definir la germinación, como: la emergencia del coleóptilo (envoltura que rodea y protege el brote en el embrión) en los granos de cereales, la obtención de plantas normales, o el aumento de la actividad enzimática tras la rehidratación de los tejidos.

En el proceso de germinación se pueden distinguir tres fases:

Fase de hidratación o reconstitución: La absorción de agua es el primer paso de la germinación, sin la cual el proceso no puede darse. Durante esta fase se produce una intensa absorción de agua por parte de los distintos tejidos que forman la semilla. Dicho incremento va acompañado de un aumento proporcional en la actividad respiratoria. El grano humedecido absorbe oxígeno del agua y de la atmósfera, con lo cual se inicia la germinación, un proceso que implica la hidrólisis de las proteínas y los carbohidratos presentes en el endospermo (Hibberd *et al.*, 1986; Rooney y Pflugfelder, 1986; Balogun *et al.*, 2005).

Fase de germinación: Representa el verdadero proceso de la germinación. En ella se producen las transformaciones metabólicas, necesarias para el correcto desarrollo de la plántula. En esta fase la absorción de agua se reduce considerablemente, llegando incluso a detenerse. El análisis de los cotiledones o del endospermo durante la germinación muestra una disminución en el peso seco (Kamalavalli *et al.*, 1969).

Fase de crecimiento: Es la última fase de la germinación y se asocia con la emergencia de la radícula (cambio morfológico visible). Esta fase se caracteriza por un aumento en la absorción de agua y en la actividad respiratoria.

La duración de cada una de estas fases depende de ciertas propiedades de las semillas, como su contenido en compuestos hidratables y la permeabilidad de las cubiertas al agua y al oxígeno. Estas fases también están afectadas por las condiciones del medio, como el nivel de humedad, las características y composición del sustrato, la temperatura, etc. Otro aspecto interesante es la relación de estas fases con el metabolismo de la semilla. La primera fase se produce tanto en semillas vivas como muertas, por tanto, es independiente de la actividad metabólica de la semilla. Sin embargo, en las semillas viables el metabolismo se activa por la hidratación. La segunda fase constituye un período de metabolismo activo previo a la germinación en las semillas viables o de inicio en las semillas muertas. La tercera fase se produce sólo en las semillas que germinan y obviamente se asocia a una fuerte actividad metabólica, que comprende el inicio del crecimiento de la plántula y la movilización de las reservas. Por lo tanto, los factores externos que activan el metabolismo, como la temperatura, tienen un efecto estimulante en la última fase. En las dos primeras fases de la germinación los procesos son reversibles; a partir de la fase de crecimiento se entra en una situación fisiológica irreversible. La semilla que haya superado la fase de germinación tendrá que pasar a la fase de crecimiento y originar una plántula o, por el contrario, morir (Azcón-Bieto y Talón, 1993).

6.1. Metabolismo de la germinación

Los procesos metabólicos relacionados con la germinación que han sido más estudiados son la respiración y la movilización de las sustancias de reserva.

Respiración: La semilla seca muestra una escasa actividad respiratoria, aumentando el consumo de O_2 después de iniciada la imbibición. A partir de este momento, el proceso respiratorio de las semillas puede dividirse en cuatro fases (Azcón-Bieto y Talón, 1993):

Fase I: Se caracteriza por un rápido incremento en la respiración, que generalmente se produce antes de transcurridas 12 h desde el inicio de la imbibición. El aumento en la actividad respiratoria es proporcional al incremento de la hidratación de los tejidos de la semilla. El principal sustrato utilizado en esta fase es, posiblemente, la sacarosa.

Fase II: La actividad respiratoria se estabiliza entre las 12 y 24 h desde el inicio de la imbibición. Probablemente las cubiertas seminales, que todavía permanecen intactas, limitan la entrada de O_2 . La eliminación de la testa puede acortar o anular esta fase.

Fase III: Se produce un segundo incremento en la actividad respiratoria, que se asocia a la mayor disponibilidad de O_2 , como consecuencia de la ruptura de la testa producida por la emergencia de la radícula. Otro factor que contribuye a ese aumento es la actividad de las mitocondrias, recientemente sintetizadas en las células del eje embrionario.

Fase IV: En esta última fase tiene lugar una acusada disminución de la respiración, que coincide con la desintegración de los cotiledones, después de que han exportado las reservas almacenadas (García, 2008).

6.1.1. Movilización de sustancias de reserva

Las semillas contienen cantidades relativamente importantes de reservas alimenticias, que permitirán el crecimiento y el desarrollo de la plántula hasta que ésta sea capaz de alimentarse por sí misma. Estas reservas se encuentran en su mayor parte, formando cuerpos intracelulares que contienen lípidos, proteínas, carbohidratos y compuestos inorgánicos. Los compuestos de reserva pueden estar almacenados en el embrión (cotiledones) o en tejidos extra-embriónicos, principalmente en el endospermo. Al iniciarse la germinación de las semillas, y cuando las células están suficientemente hidratadas, se produce una activación de la síntesis proteínica y, por lo

tanto, la formación de enzimas hidrolíticas, que son las que promueven la movilización de las sustancias de reserva (Barceló *et al.*, 2000).

Carbohidratos: El hidrato de carbono más extendido en las semillas, como principal reserva energética, es el almidón. Está formado por los denominados granos de almidón (corpúsculos intracelulares). Dichos granos muestran una apariencia característica en cada especie, pudiendo tener formas esféricas, elípticas, poligonales, etc. En la hidrólisis del almidón, sus componentes (amilosa y amilopectina) son hidrolizados por la alfa-amilasa y la beta-amilasa para dar glucosa. La degradación del almidón se incrementa progresivamente durante el proceso de germinación, primero lentamente y luego de una forma más rápida, que termina con la práctica desaparición del polisacárido (García, 2008).

Lípidos: Los lípidos constituyen un grupo de sustancias químicamente heterogéneas, que tienen en común su solubilidad en disolventes orgánicos (éter de petróleo, hexano o cloroformo). Los lípidos de reserva predominantes en las semillas son los triglicéridos. En la movilización y metabolismo de las reservas lipídicas están implicados tres tipos de estructuras: las vesículas que contienen aceites almacenados (cuerpos lipídicos), los glioxisomas y las mitocondrias (Azcón-Bieto y Talón, 1993). La degradación y metabolismo de los lípidos se produce en varias fases:

- 1) Lipólisis de los triglicéridos para producir ácidos grasos y glicerol. Se produce en los cuerpos lipídicos por acción de las lipasas que rompen los enlaces éster.
- 2) Oxidación de los ácidos grasos a acetyl CoA y posterior formación de succinato en los glioxisomas.
- 3) Conversión de succinato a oxalacetato en las mitocondrias.
- 4) Formación de sacarosa a partir de oxalacetato en el citoplasma (Azcón-Bieto y Talón, 1993).

Proteínas: La hidrólisis de las proteínas de reserva está catalizada por diferentes tipos de enzimas proteolíticas, agrupadas bajo el nombre de proteasas. A medida que progresa la germinación, las fracciones proteínicas de reserva se transforman en otras de menor peso molecular, especialmente pequeños péptidos y aminoácidos. Los aminoácidos liberados pueden ser utilizados en la síntesis de nuevas proteínas en la

plántula en desarrollo o para proporcionar energía mediante la oxidación de su esqueleto carbonado. En los cereales, las proteínas se almacenan en los gránulos de aleurona, acumulados, a su vez, en la capa de aleurona. En las semillas de dicotiledóneas la degradación de las proteínas de reserva se corresponde, generalmente, con una acumulación de aminoácidos libres en los cotiledones (Barceló *et al.*, 2000).

Los acontecimientos metabólicos más relevantes en el proceso de germinación de los cereales son:

El embrión rehidratado libera giberelinas, que se difunden hacia el endospermo a través del escutelo. Las giberelinas liberadas en el endospermo, al llegar a las células de la capa de aleurona, inducen la producción de enzimas hidrolíticas. Entre las enzimas hidrolíticas sintetizadas se encuentran las amilasas, que se difunden hacia el endospermo para hidrolizar los gránulos de almidón a glucosa. Las moléculas de glucosa liberadas son utilizadas por el embrión como fuente de energía (ATP), las cuales llegan hasta el mismo por difusión. Las otras enzimas hidrolíticas sintetizadas degradan las reservas restantes: proteínas, lípidos y ácidos nucleicos. Dichas reservas son hidrolizadas a moléculas más sencillas, es decir, a aminoácidos, ácidos grasos, glicerol y nucleótidos, respectivamente.

El embrión ya dispone de las moléculas estructurales y de la energía necesaria para iniciar la síntesis de sus propias moléculas. Finalmente, el embrión, después de diferenciarse y crecer, se convertirá en una plántula joven (García, 2008).

6.2. Factores que afectan a la germinación

6.2.1. Factores internos

Entre los factores internos que afectan a la germinación se encuentran la madurez y la viabilidad de las semillas:

6.2.1.1. Madurez de la semilla

Se dice que una semilla es madura cuando ha alcanzado su completo desarrollo, tanto desde el punto de vista morfológico como fisiológico. La madurez morfológica se

consigue cuando las distintas estructuras de la semilla han completado su desarrollo, dándose por finalizada cuando el embrión alcanza su desarrollo máximo. También, se la relaciona con la deshidratación de los diferentes tejidos que forman la semilla. La madurez se suele alcanzar sobre la misma planta; sin embargo, existen algunas especies, que presentan embriones muy rudimentarios, apenas diferenciados, que diseminan sus semillas antes de que la madurez se alcance. La madurez fisiológica se alcanza al mismo tiempo que la morfológica, como en la mayoría de las especies cultivadas; o bien puede haber una diferencia de semanas, meses y hasta años entre ambas.

6.2.1.2. Viabilidad de la semilla

La viabilidad de las semillas es el período de tiempo durante el cual las semillas conservan su capacidad para germinar; es un período variable y depende del tipo de semilla y de las condiciones de almacenamiento. Puede haber semillas que germinan después de decenas o centenas de años; se da en semillas con una cubierta seminal dura como las leguminosas. En el extremo opuesto están las semillas que no sobreviven más que algunos días o semanas y en el intermedio las que pierden su viabilidad en unos meses. En general, la vida media de una semilla se sitúa entre 5 y 25 años (García, 2008).

6.2.2. Factores externos

Entre los factores ambientales más importantes que inciden en el proceso de germinación destacan: humedad, temperatura y gases.

6.2.2.1. Humedad

La absorción de agua es el primer paso, y el más importante, que tiene lugar durante la germinación; porque para que la semilla recupere su metabolismo es necesaria la rehidratación de sus tejidos. La entrada de agua en el interior de la semilla se debe exclusivamente a una diferencia de potencial hídrico entre la semilla y el medio que le rodea. En condiciones normales, este potencial hídrico es menor en las semillas secas que en el medio exterior. Por ello, hasta que emerge la radícula, el agua llega al embrión a través de las paredes celulares de la cubierta seminal, siempre a favor de un gradiente de potencial hídrico (García, 2008; Younesi y Moradi, 2009).

6.2.2.2. Temperatura

La temperatura es un factor decisivo en el proceso de la germinación, ya que influye sobre las enzimas que regulan la velocidad de las reacciones bioquímicas que ocurren en la semilla después de la rehidratación. La actividad de cada enzima tiene lugar entre un máximo y un mínimo de temperatura, existiendo un óptimo intermedio. Del mismo modo, en el proceso de germinación pueden establecerse unos límites similares. Por ello, las semillas sólo germinan dentro de un cierto margen de temperatura. Si la temperatura es muy alta o muy baja, la germinación no tiene lugar aunque las demás condiciones sean favorables (Pérez y Martínez-Laborde, 1994).

6.2.2.3. Gases

La mayor parte de las semillas requieren para su germinación un medio suficientemente aireado, que permita una adecuada disponibilidad de O₂ y CO₂. De esta forma, el embrión obtiene la energía imprescindible para mantener sus actividades metabólicas. La mayoría de las semillas germina bien en atmósfera normal, con 21% de O₂ y 0.03% de CO₂. Sin embargo, existen algunas semillas que aumentan su porcentaje de germinación al disminuir el contenido de O₂ por debajo de 20% (García, 2008).

III. JUSTIFICACIÓN

Una condición importante para lograr la utilización eficiente del almidón contenido en el grano de sorgo, es la ruptura (generalmente por hidrólisis) de la matriz proteínica que rodea a los del almidón presentes en el endospermo (Rooney y Plugfelder, 1986), que limita la penetración de las enzimas amilolíticas (McAllister et al., 1990). Por lo tanto, un punto crítico para optimizar la digestión del almidón del sorgo es el desdoblamiento de dicha matriz proteínica. Debido a las características fisicoquímicas del grano de sorgo, es necesario utilizar diferentes sistemas de procesamiento para mejorar su aprovechamiento; algunos de los procesos comúnmente utilizados son el molido y el quebrado en seco; sin embargo, no resultan ser suficientes para obtener un desdoblamiento óptimo de la matriz proteínica (Zinn *et al.*, 2002; Corona *et al.*, 2005). Por otro lado, los métodos en los que se utilizan altas temperaturas y humedad (como el proceso de hojueleado con vapor) logran mejorar la digestibilidad total del almidón y el valor alimenticio del sorgo y del maíz cuando se compara con el grano entero, el quebrado en seco o el molido (Lee *et al.*, 1982; Plascencia y Zinn, 1996; Plascencia *et al.*, 1998; Theurer *et al.*, 1999; Zinn *et al.*, 2002; Corona *et al.*, 2005). Sin embargo, este tipo de métodos de procesamiento resultan ser costosos, lo que imposibilita su uso para la mayoría de los productores, por lo que es necesario encontrar y evaluar alternativas para incrementar la digestión del almidón y el valor alimenticio del cereal mediante métodos más económicos y viables de implementar. El proceso de germinación y ensilaje puede ser una alternativa viable para incrementar la digestión del almidón. El inicio de la germinación durante el proceso de reconstitución es el responsable de incrementar la digestibilidad del grano de sorgo (Hibberd *et al.*, 1986; Rooney y Plugfelder, 1986). Bagolun *et al.* (2005) observaron que la germinación del grano de sorgo es más efectiva para mejorar la digestibilidad *in vitro* en comparación con métodos de almacenaje anaerobio. Sin embargo, no existen estudios *in vivo* en los que se haya evaluado el efecto de la germinación en la digestión del almidón en dietas para bovinos, por lo cual se realizó el presente trabajo.

IV. OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

- Determinar las condiciones óptimas para lograr una adecuada germinación de la semilla y evaluar el sitio y grado de digestión del grano de sorgo germinado y ensilado en bovinos.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Determinar el efecto de la concentración de cloro, cal y de ácido acético y el tiempo de exposición en el porcentaje de hongos y germinación.
2. Determinar el efecto del proceso de germinado y ensilado en la digestibilidad aparente *in vivo* del grano de sorgo.
3. Determinar el efecto del tiempo (0, 2, 4 y 6 días) de germinación en la digestibilidad aparente *in vivo* del grano de sorgo.

V. HIPÓTESIS

- La concentración de cloro, ácido acético y cal y el tiempo de exposición disminuyen los porcentajes de contaminación por hongos y germinación de la semilla de sorgo.
- La digestibilidad aparente *in vivo* del grano de sorgo germinado y ensilado se incrementará en comparación con grano de sorgo no procesado o quebrado.
- La digestibilidad aparente *in vivo* del grano de sorgo germinado y ensilado se incrementará con el tiempo de germinación.

VI. MATERIAL Y MÉTODOS

El trabajo experimental se realizó en la unidad metabólica de bovinos del Centro de Enseñanza, Práctica e Investigación en Producción y Salud Animal (CEPIPSA), ubicado en la Avenida Cruz Blanca No. 486, en San Miguel Topilejo, Delegación Tlalpan, C.P. 14500 México, D.F. El CEPIPSA se localiza en el kilómetro 28.5 de la Carretera Federal México – Cuernavaca, a 19° latitud norte y 99° longitud Oeste, a una altura de 2760 metros sobre el nivel del mar. El clima de la región es semifrío semi-húmedo, con lluvias en verano y con una precipitación pluvial de 800 a 1200 mm anuales y una temperatura promedio de 19° C (<<http://www.fmvz.unam.mx/>>).

El procesamiento de las muestras y los análisis correspondientes se realizaron en el Laboratorio de Bromatología del Departamento de Nutrición Animal y Bioquímica de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM.

Con la finalidad de determinar las condiciones óptimas para evitar el crecimiento de hongos y lograr el mayor porcentaje de germinación se realizaron tres experimentos (**Exp.**) preliminares:

1. Exp 1: Prueba de micro-germinado para evaluar tiempo de exposición del grano de sorgo a hipoclorito de Na e hidróxido de Ca a distintas concentraciones.

Se elaboraron micro-germinados para evaluar los siguientes tratamientos: 1) nivel de concentración de hipoclorito de Na (**CL**): 0, 0.3, 0.6, 0.9 y 1.2 %; 2) nivel de concentración de hidróxido de calcio (**CAL**): 0, 1 y 2 %, y 3) tiempo de remojo en CL/CAL: 4/20, 8/16 y 12/12 hrs. Se utilizó un diseño completamente al azar, con arreglo factorial 5 (CL) x 3 (CAL) x 3 (tiempos de remojo CAL/CL). Se utilizaron cuatro repeticiones por tratamiento. Para elaborar los micro-germinados se utilizó grano de sorgo comercial, que se colocó en cajas de polietileno (10 cm de ancho x 15 cm de largo x 9 cm de alto) una cantidad de grano de 1-1.5 g/cm²; los micro-germinados se cubrieron con una bolsa de polietileno y se regaron con 50 ml de agua 3 veces al día para mantener la humedad. Diariamente, cada 4-6 horas, se registraron la temperatura y humedad ambientales con un termómetro/higrómetro (TYLOR®). Después de 6 días, se

determinó el porcentaje de germinación (**PG**) y el porcentaje de granos contaminados con hongos (**CH**). De cada muestra se tomaron al azar 100 semillas y mediante inspección visual se realizó un conteo del número de granos que germinaron, así como de la cantidad de semillas contaminadas con hongos. Se realizó un análisis de varianza con el procedimiento PROC GLM de SAS (2002); el modelo estadístico fue el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + C_i + H_j + T_k + E_{ijk}$$

Donde:

C_i = i-ésima concentración de hipoclorito.

H_j = j-ésima concentración de hidróxido de calcio.

T_k = k-ésimo tiempo de remojado.

E_{ijk} = error residual.

Las medias se compararon mediante la prueba de Tukey y el efecto principal de densidad de siembra, mediante polinomios ortogonales (Hicks, 1973).

2. Exp 2: Prueba de micro-germinado para evaluar la exposición del grano de sorgo a diferente dosis de hipoclorito de Na y densidad de siembra.

Se realizó una segunda prueba de micro-germinado con la finalidad de evaluar los siguientes tratamientos: 1) concentración de hipoclorito de Na (**CL**), 0.3, 0.6% y 2) cantidad de grano (**D**): 1, 3 y 5 g/cm². Todos los tratamientos fueron remojuados en la solución con CL respectiva durante 30 min y posteriormente se sumergieron en una solución básica (agua con cal al 1%) durante 23.5 horas para ayudar a mejorar el porcentaje de germinación. Se utilizó un diseño completamente al azar en arreglo factorial 2 (CL) x 3 (D), con cuatro repeticiones por tratamiento. Para elaborar los micro-germinados se utilizó grano de sorgo comercial, que se colocó en cajas de polietileno (10 cm de ancho x 15 cm de largo x 9 cm de alto). Después de 6 días se realizó una inspección visual para determinar el porcentaje de germinación (**PG**) y el porcentaje de granos contaminados con hongos (**CH**). A lo largo del periodo de

germinación se asperjó con agua. Se realizó un análisis de varianza con el procedimiento PROC GLM de SAS (2002); se utilizó el siguiente modelo estadístico:

$$Y_{ij} = \mu + C_i + D_j + E_{ij}$$

Donde:

C_i = i-ésima concentración de hipoclorito.

D_j = j-ésima cantidad de grano.

E_{ij} = error residual.

Las medias se compararon mediante la prueba de Tukey y el efecto principal de densidad de siembra, mediante polinomios ortogonales (Hicks, 1973)

3. Exp 3: Prueba de micro-germinado para evaluar la exposición del grano de sorgo a distinta concentración de ácido acético y densidad de siembra.

Se realizó una tercera prueba de micro-germinado con la finalidad de evaluar los siguientes tratamientos: 1) concentración de ácido acético (**AA**) 0.5 y 1.0% y 2) cantidad de grano (**D**): 1, 3 y 5 g/cm². Los tratamientos se remojaron en la solución ácida respectiva y posteriormente se sumergieron en una solución básica (agua con cal al 1%) durante 23.5 horas. Se utilizó un diseño completamente al azar en arreglo factorial 2 (AA) x 3 (D) y cuatro repeticiones por tratamiento. Para los micro-germinados se utilizó grano de sorgo comercial y cajas de polietileno. Una vez que concluyeron los 6 días, para determinar el porcentaje de germinación (**PG**) y el porcentaje de granos contaminados con hongos (**CH**) se tomaron y evaluaron 100 granos de sorgo de manera visual. Durante el periodo de germinación todos los tratamientos se asperjaron con agua. Se realizó un análisis de varianza con el procedimiento PROC GLM de SAS (2002); se utilizó el siguiente modelo estadístico:

$$Y_{ij} = \mu + A_i + D_j + E_{ij}$$

Donde:

A_i = i-ésima concentración de ácido acético.

D_j = j-ésima cantidad de grano.

E_{ij} = error residual.

Las medias se compararon mediante la prueba de Tukey y el efecto principal de densidad de siembra, mediante polinomios ortogonales (Hicks, 1973)

4. Prueba de metabolismo

El cuidado de los animales y las técnicas de manejo para este experimento fueron aprobados por el Comité Institucional para el Cuidado y Uso de Animales en Experimentación (CICUAE) de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM).

Se utilizaron cinco bovinos machos enteros (400 ± 24 kg PV) cruza Angus x Holstein de 2 años de edad con cánulas en rumen y duodeno proximal. Los animales fueron alojados en corraletas individuales con piso de cemento de 2x3 m., equipadas con bebedero automático y comedero individual y recibieron los siguientes tratamientos: T1= sorgo quebrado seco (**SQS**), T2= sorgo germinado 0 d (**SG0**), T3= sorgo germinado a 2d (**SG2**), T4= sorgo germinado a 4d (**SG4**) y T5= sorgo germinado a 6d (**SG6**), en un diseño de cuadrado latino 5 tratamientos x 5 periodos, con cuatro repeticiones.

4.1. Proceso de germinado y ensilado

El grano de sorgo se sometió a un proceso de remojo durante 30 minutos en una solución de ácido acético al 0.5%; al finalizar este tiempo se retiró el grano, eliminando el excedente de agua y se sumergió en una solución con cal al 1% durante 23:30 hrs.; Transcurrido este tiempo, se enjuagó con agua corriente, se eliminó el excedente de agua para evitar la proliferación de hongos y se vertió en una superficie cubierta con polietileno (2 m de ancho x 15 m de largo) a una densidad de 5 g/cm^2 . Durante el proceso de germinación se regó el grano tres veces al día con agua potable (50 ml/m^2 , aproximadamente) para mantener la humedad. Al terminar este proceso (SG2, SG4 y SG6 días) se recolectó el grano y se colocó en contenedores de 120 L de capacidad; se

compactó por capas cada 30-40 cm para eliminar la mayor cantidad de oxígeno posible y crear un ambiente de anaerobiosis. Una vez compactado, se cubrió con una bolsa de polietileno y se selló el recipiente con una tapa hermética manteniendo al grano en anaerobiosis por 21 días.

Previo al inicio de cada periodo se determinó el contenido de MS de cada dieta mediante la utilización de una estufa de aire forzado a 100 °C hasta la obtención de peso constante.

El alimento ofrecido se les suministró con base en el consumo de materia seca y se restringió al 2% del peso vivo de los animales (Cuadro 3) y se les suministró en partes iguales a las 8:00 y a las 20:00 hrs. La composición de las dietas se muestra en el Cuadro 4.

Cuadro 3. Ingestión de nutrientes proporcionados por los tratamientos.

Consumo g/d	Tratamientos ^a				
	SQS	SR24	SG2	SG4	SG6
MS ^{b*}	8682	8682	8682	8682	8682
MO ^b	8251	8251	8247	8249	8252
Almidón	4824	4957	4792	4801	4786
N ^b	156	156	155	158	162
FDN ^b	1151	1126	1173	1162	1135
EB ^b Mca/d	44.1	44.1	43.7	43.6	44.0

^a SQS= sorgo quebrado seco; SR24= sorgo reconstituido 24 hrs; SG2= sorgo germinado 2 días; SG4= sorgo germinado 4 días; SG6= sorgo germinado 6 días.

^b MS= materia seca; MO= materia orgánica; N= nitrógeno; FDN= fibra detergente neutro; EB= energía bruta.

^{*} Restringido al 2% del PV.

Cuadro 4. Composición de las dietas experimentales.

Inclusión, % (en MS)	Tratamientos ^a				
	SQS	SR24	SG2	SG4	SG6
Grano ^b	73	73	73	73	73
Alfalfa	6	6	6	6	6
Avena	12	12	12	12	12
Melaza	5	5	5	5	5
Urea	1	1	1	1	1
Orto fosfato	0.2	0.2	0.2	0.2	0.2
Oxido de magnesio	0.2	0.2	0.2	0.2	0.2
Bicarbonato de sodio	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5
Microminerales ^c	0.05	0.05	0.05	0.05	0.05
Sal	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5
Oxido de cromo ^c	0.4	0.4	0.4	0.4	0.4

^a SQS= sorgo quebrado seco; SR24= sorgo reconstituido 24 hrs; SG2= sorgo germinado 2 días; SG4= sorgo germinado 4 días; SG6= sorgo germinado 6 días.

^b Contenido de la pmezcla de microminerales: Magnesio 10%, Zinc 10%, Hierro 10%, Cobre 2%, Yodo 0.12%, Selenio 0.06%, Cobalto 0.02%.

^c Adicionado como marcador en el alimento.

4.2. Toma de muestras

Cada periodo tuvo una duración de 14 días: 10 días de adaptación a la dieta y 4 días para la toma de muestras. Las muestras de heces (200 g) y contenido duodenal (750 ml), se recolectaron dos veces al día durante el periodo de muestreo con el siguiente esquema: día 1. 7:50 y 13:50; día 2. 9:00 y 15:00; día 3. 10:50 y 16:50, día 4. 06:00 y 12:00 hrs. Las muestras se congelaron y posteriormente, las muestras de cada bovino en cada periodo de recolección se mezclaron con el propósito de formar muestras compuestas.

El cuarto día del periodo de muestreo a las 4 hrs post-alimentación (a las 12 hrs) se recolectaron muestras de contenido ruminal de cada bovino con la ayuda de una bomba de vacío (Cole Parmer Instrument, Vernon Hill, IL.). A cada muestra se le determinó el pH (Orion 261S, Fisher Scientific, Pittsburgh, PA.) y se tomó una alícuota de 40 ml (previamente filtrado a través de cuatro capas de gasas), a la cual se le adicionaron 10 ml de ácido metafosfórico al 25% (p/v) y se congeló para análisis posteriores. Al final del periodo experimental se colectó 200 ml de contenido ruminal de cada animal, se mezcló y se obtuvo otra alícuota de 1000 ml para aislamiento de bacterias ruminales por centrifugación diferencial (Bergen *et al.*, 1968). Esta muestra se utilizó posteriormente para el cálculo de purinas en el contenido duodenal.

4.3. Análisis de laboratorio

Las muestras de heces y líquido ruminal se descongelaron y deshidrataron en una estufa de aire forzado (Ríos Rocha, mod. HS_62) a 100 °C hasta lograr un peso constante para la determinación de MS. El tamaño de partícula se determinó mediante un agitador W. S TYLER 8570 (Mod. RX-812) utilizando cribas del número 6 (3.360 mm), 7 (2.830 mm), 10 (2.000 mm), 20 (0.840 mm), 30 (0.590 mm) y 40 (0.420 mm). El tiempo de agitación por cada tratamiento fue de 10 minutos (Ensor *et al.*, 1970).

Las muestras se molieron (Willey, 1 mm Ø) para determinar: materia orgánica (MO) mediante incineración (550°C durante 3 hrs.), nitrógeno (N, AOAC, 1991), fibra detergente neutro (FDN, Goering y Van Soest, 1970), y almidón (Zinn, 1990). En el contenido duodenal se determinó nitrógeno amoniacal (N-NH₃, Chaney y Marbach, 1962) y bases púricas (Zinn y Owens, 1986). Se realizó un aislado bacteriano del contenido ruminal (Martin Orue *et al.*, 1998) para la determinación de materia orgánica microbiana (MOM) y nitrógeno microbiano (NM). La digestión del marcador (Cr) se realizó mediante la técnica descrita por Hill y Anderson (1958) y posteriormente la concentración del marcador (Cr) se determinó por espectrofotometría de absorción atómica (Siddons *et al.*, 1985).

A las muestras de contenido ruminal se les determinó la concentración de ácidos grasos volátiles (Erwin *et al.*, 1961), utilizando un cromatógrafo de gases F&M modelo 810, equipado con un detector de llama de doble ionización y un registrador Minneapolis Honeywell de 1-mv con un kipp integrado no automático (Fa Kipp & Zonen, The Netherlands).

4.4. Cálculos

El tamaño de partícula promedio del material retenido en una criba se calculó como el promedio geométrico del diámetro de abertura de dos cribas adyacentes mediante las siguientes fórmulas:

$$d_i = (d_u * d_o)^{0.5}$$

Donde:

d_i = diámetro de la i -ésima criba.

d_u = diámetro de abertura de la criba a través de la cual pasaron los granos.

d_o = diámetro de abertura de la criba a través de la cual no pasaron los granos.

El tamaño promedio se calculó con base en el peso de la muestra. Esto se hizo utilizando la siguiente fórmula:

$$d_{gw} = \log^{-1} \frac{\sum(W_i \log d_i)}{\sum W_i}$$

En donde:

d_{gw} = diámetro medio geométrico (**TP**).

W_i = peso de la muestra contenida en la i -ésima criba.

La desviación estándar geométrica se calculó mediante la fórmula:

$$S_{gw} = \log^{-1} \left[\frac{\sum W_i (\log d_i - \log d_{gw})^2}{\sum W_i} \right]^{0.5}$$

Donde:

S_{gw} = Desviación estándar geométrica, (Ensor *et al.*, 1970).

El número de partículas por gramo (**P/g**) y la superficie de área (**SA**) fueron calculados a partir del TP (d_{gw}) y la desviación estándar geométrica (S_{gw}). Para estos cálculos se considero que los factores para una forma cubica son: $\beta_s= 6$ y $\beta_v= 1$. Se utilizó el valor de densidad obtenido en la prueba de S_{gw} en cada muestra.

Las cantidades de MOM y NM que fluyeron al duodeno se calcularon con base en los análisis de los aislados bacterianos de contenido ruminal, así como en las muestras

obtenidas de duodeno, usando purinas como marcadores. La materia orgánica fermentada (MOF) en rumen se calculó mediante la resta de la materia orgánica consumida (MOC) menos la diferencia observada a nivel duodenal de la cantidad total de la MO, menos la MOM que ingresó a duodeno [MOF = MOC – (MO–MOM)].

El N consumido que escapó de la digestión ruminal fue considerado como el equivalente al total del N que ingresó al duodeno menos la suma de las cantidades de N amoniacal y N microbiano que fluyeron al duodeno (Zinn *et al.*, 2008). La producción de metano (equivalente de glucosa fermentada, mol/mol) se calculó con base en la teoría del balance de fermentación para la distribución molar observada de AGV's (Wolin, 1960).

El valor comparativo de la energía digestible (ED, Mcal/kg) de los cereales probados se determinó mediante la técnica de reemplazo (Zinn y Plascencia, 1993), Dado que el sorgo quebrado reemplazado contiene 3.75 Mcal/kg de ED, el valor de los cereales probados se puede calcular de la siguiente manera: [(ED observada para cada una de las dietas con el sorgo procesado a probar – ED observada para la dieta con sorgo quebrado)/ 0.73] + 3.75.

En donde:

Donde ED del cereal prueba = ED de las dietas observadas para SR24, SG2, SG4 y SG6.

3.75 = valor de ED (Mcal/kg) indicado para el sorgo (NRC, 1984).

La metodología supone que las dietas experimentales son idénticas en composición, salvo por el tratamiento de sorgo evaluado, el cual reemplaza al sorgo quebrado en una proporción igual, y que las diferencias observadas en el contenido de la ED de las dietas son por tanto, un resultado directo de las diferencias del contenido de la ED de los cereales que reemplazan al sorgo quebrado en las dietas experimentales.

Para la determinación de la energía bruta (EB) se utilizó una bomba calorimétrica adiabática automática (marca PARM 6400).

4.5 Análisis estadístico

Los datos de tamaño de partícula se analizaron mediante un análisis de varianza para un diseño completamente al azar y las diferencias entre medias mediante la prueba de Tukey. Los datos de la prueba de metabolismo fueron analizados utilizando un diseño de cuadro latino 5 X 5 (Cochran y Cox, 1957) con el procedimiento PROC GLM de SAS (2002) bajo el siguiente modelo:

$$Y_{ijk} = \mu_{ijk} + A_i + P_j + T_k + E_{ijk}$$

Donde:

A_i = i-ésimo animal.

P_j = j-ésimo periodo.

T_k = k-ésimo tratamiento.

E_{ijk} = error residual.

En el efecto de los tratamientos en la digestibilidad, flujo y dinámica ruminal fue analizado mediante los siguientes contrastes ortogonales: SQS vs SG2, SG4, SG6; SR24 vs SG2, SG4, SG6; SG2 vs SG6.

VII. RESULTADOS

1. Exp 1: Prueba de micro-germinado para evaluar distinto tiempo de exposición del grano de sorgo a hipoclorito de Na e hidróxido de Ca a distintas concentraciones .

Se observó un efecto de triple interacción ($P < 0.05$) para CH y PG (Cuadros 5 y 6). La CH comenzó a disminuir cuando la adición de CL fue de 0.6% con 1 y 2% de CAL y tiempos de remojo de 4:20 y 12:12 (Cuadro 5). Con 0.9% de CL prácticamente todos los tratamientos tuvieron valores estadísticamente similares al tratamiento más bajo (43%) y con 1.2% de CL todos los tratamientos fueron estadísticamente similares. En estos tratamientos, el rango de CH fue de 43 a 50.8%, con una media de 46.25%. El efecto lineal, directamente proporcional, de aplicación de CL fue significativo ($P < 0.01$, Cuadro 7). Aún así, casi la mitad de las semillas se vio contaminada por hongos. La mayor CH se presentó en los tratamientos sin CL, con 1% de CAL y tiempo de remojo 12:12 y sin CL, con 2% de CAL y en todos los tiempos de remojo (71.3 a 76%).

Por el contrario, la adición de CL afectó negativamente la germinación (Cuadro 6). El PG comenzó a disminuir a partir de la adición de 0.3% de CL, sin cal y con tiempo de remojo 8:16 (52.3%, estadísticamente similar al valor más bajo, 45.5%). Con 0.6 y 0.9% de CL prácticamente todos los tratamientos tuvieron PG estadísticamente similares a 45.5% y con 1.2% de CL se presentaron los PG más bajos. Los PG más elevados se presentaron en los tratamientos sin CL, sin CAL y tiempo de remojo 12:12 y sin CL y con 2% de CAL en todos los tiempos de remojo. El efecto lineal, inversamente proporcional, de aplicación de CL fue significativo ($P < 0.01$, Cuadro 7), al igual que los efectos lineales, directamente proporcionales, de aplicación de CAL y de tiempo de remojo ($P < 0.05$, Cuadro 7)

Cuadro 5. Efecto de la concentración de cloro (CL), cal (CAL) y del tiempo de remojo (CL/CAL) en el porcentaje de contaminación con hongos del grano de sorgo comercial.

Concentración de CAL (%)		0			1			2			EEM
Concentración de CL (%)	Tiempo de remojo (CL:CAL)	4:20	8:16	12:12	4:20	8:16	12:12	4:20	8:16	12:12	
	0		60.3 ^{defghij}	58.3 ^{efghijkl}	66.5 ^{bcd}	62.3 ^{defgh}	64.8 ^{bcde}	71.3^{abc}	72.3^{ab}	74.8^a	76.0^a
0.3		56.8 ^{fghijklm}	55.5 ^{ghijklmn}	61.0 ^{defghij}	54.8 ^{hijklmno}	59.5 ^{defghijk}	63.5 ^{cdef}	60.0 ^{defghij}	62.8 ^{defg}	61.5 ^{defghi}	1.6
0.6		55.5 ^{ghijklmn}	54.3 ^{ijklmnop}	56.8 ^{fghijklm}	50.8^{lmnopqrs}	52.0 ^{klmnopqr}	48.8^{nopqrs}	48.5^{nopqrs}	51.3 ^{lmnopqr}	53.5 ^{ijklmnpq}	1.6
0.9		46.0^{qrs}	51.5 ^{lmnopqr}	49.3^{mnopqrs}	45.3^{rs}	45.5^{rs}	43.0^s	48.5^{nopqrs}	46.3^{qrs}	47.8^{mnopqrs}	1.6
1.2		44.3^{rs}	44.5^{rs}	45.5^{rs}	44.8^{rs}	43.0^s	46.8^{pqrs}	47.5^{opqrs}	44.5^{rs}	44.3^{rs}	1.6

EEM = error estándar de la media

Interacción concentración de CL* Concentración CAL* tiempo de remojo (P < 0.01)

^{abcdefghijklmnoprs} Medias con diferentes literales entre columnas e hileras son diferentes (P<0.05)

Cuadro 6. Efecto de la concentración de cloro (CL) y cal (CAL) y del tiempo de remojo (CL/CAL) en el porcentaje de germinación del grano de sorgo comercial.

Concentración de CL (%)	Concentración de CAL (%)			1			2			EEM
	0	8:16	12:12	4:20	8:16	12:12	4:20	8:16	12:12	
0	59.5 ^{fghij}	65.3 ^{def}	74.5^{abc}	69.0 ^{bed}	67.8 ^{cde}	75.8 ^{bc}	73.3^{abc}	76.3^{ab}	77.8^a	1.6
0.3	54.3 ^{hijklmno}	52.3^{klmnop}	56.5 ^{ghijkl}	55.8 ^{ghijklm}	55.0 ^{hijklmn}	60.8 ^{efgh}	56.5 ^{ghijkl}	63.0 ^{defg}	62.0 ^{defgh}	1.6
0.6	48.8^{lmnop}	52.0^{klmnop}	54.0 ^{ijklmno}	51.3^{klmnop}	51.0^{klmnop}	56.8 ^{ghijk}	52.3^{klmnop}	51.3^{klmnop}	55.0 ^{hijklmn}	1.6
0.9	47.3^{nop}	49.8^{klmnop}	52.3^{ijklmnop}	56.3 ^{ghijkl}	54.0 ^{ijklmno}	56.3 ^{ghijkl}	51.3^{klmnop}	53.0^{ijklmnop}	53.3^{ijklmnop}	1.6
1.2	48.0^{mnp}	48.8^{lmnop}	49.8^{klmnop}	45.5^p	47.3^{nop}	45.8^p	46.8^{op}	47.0^{op}	47.3^{nop}	1.6

EEM = error estándar de la media

Interacción concentración de CL* concentración CAL* tiempo de remojo (P < 0.05)

^{abcde fghijklmnop} Medias con diferentes literales entre columnas e hileras son diferentes (P<0.05)

Cuadro 7. Efectos principales de la concentración de CL, CAL y del tiempo de remojo en el porcentaje de germinación y de la contaminación por hongos.

	Concentración CL (%)					Concentración CAL (%)			Tiempo (hrs.)		
	0.0	0.3	0.6	0.9	1.2	0	1	2	4:20	8:16	12:12
Germinación ^{1,2,3}	71.00 ^a	57.33 ^b	52.47 ^c	52.58 ^c	47.33 ^d	54.18 ^f	56.53 ^e	57.71 ^e	54.36 ^h	55.56 ^h	58.5 ^g
Hongos ^{4,5}	67.36 ^a	59.47 ^b	52.36 ^c	47.00 ^d	45.00 ^d	53.71 ^f	53.05 ^f	55.95 ^e	53.15 ^h	53.88 ^h	55.68 ^g

¹ Efecto lineal de la concentración de CL para germinación (P< 0.01)

² Efecto lineal de concentración de CAL para germinación (P< 0.05)

³ Efecto lineal del tiempo de remojo para germinación (P< 0.05)

⁴ Efecto lineal de la concentración CL para hongos (P< 0.01)

⁵ Efecto lineal del tiempo de remojo para hongos (P=0.13)

2. Exp 2: Prueba de micro-germinado para evaluar la exposición del grano de sorgo a diferente dosis de hipoclorito de Na y densidad de siembra.

En el Cuadro 8 se pueden observar los resultados obtenidos para CH y PG en la prueba de micro-germinado 2. No se observó una interacción ($P > 0.05$) entre el nivel de CL y D. El Cuadro 9 muestra que la variable cantidad de grano no afectó ($P > 0.05$) ni la presencia de hongos en el grano ni el porcentaje de germinación. El hipoclorito de Na a una concentración de 0.6% disminuyó ($P < 0.01$) la presencia de hongos en 11.7% respecto al sorgo tratado a una concentración de 0.3%, pero también disminuyó la germinación ($P < 0.01$) en 17.9%

Cuadro 8. Efecto de la concentración de cloro y de la cantidad de grano en el porcentaje de contaminación por hongos y de germinación en grano de sorgo comercial.

Concentración de cloro (%)	0.3			0.6			
Cantidad de grano (g/cm^2)	1	3	5	1	3	5	EEM
Hongos (%)	43.3	46.3	43.5	37.0	39.3	42.8	0.08
Germinación (%)	65.0	68.5	70.5	55.5	60.8	56.8	0.09

EEM = error estándar de la media

Interacción nivel de cloro * densidad ($P > 0.05$)

Cuadro 9. Efectos principales de la concentración de cloro y de la cantidad de grano en la contaminación por hongos y el porcentaje de germinación de grano de sorgo comercial.

	Concentración de cloro (%)		Cantidad de grano (g/cm^2)		
	0.3	0.6	1	3	5
Hongos	44.33 ^a	39.67 ^b	40.12	42.75	43.13
Germinación	68.00 ^a	57.67 ^b	60.25	63.62	64.63

^{ab} Efecto de concentración de cloro ($P < 0.01$)

3. Exp 1: Prueba de micro-germinado para evaluar la exposición del grano de sorgo a distinta concentración de ácido acético y densidad de siembra.

Como se observa en el Cuadro 10, no se presentó interacción ($P > 0.05$) entre el nivel de AA y D para CH, la cual osciló entre 16.8 y 22.8%. La CH fue menor en 16.3% en los tratamientos que recibieron AA al 1% ($P < 0.01$, Cuadro 11).

Para PG se presentó una interacción ($P < 0.05$) entre AA y D (Cuadro 10). La mayor PG (75.3%) se presentó en el tratamiento con 0.5% AA y 5 g/cm² D y la menor (50.3%), en el tratamiento con 1% AA y 1 g/cm² D, pero los valores intermedios se distribuyeron entre las dos concentraciones de AA. De ahí la interacción. El análisis de los efectos principales (Cuadro 11) señala que la germinación fue 18.6% mayor ($P < 0.01$) en el sorgo tratado con ácido acético al 0.5% comparado con el otro tratamiento y que a mayor cantidad de grano/cm², el PG fue mayor (efecto lineal, $P < 0.01$).

Considerando estos resultados, para la prueba de digestión *in vivo* se decidió utilizar AA 0.5% y una D de 5 g/cm².

Cuadro 10. Efecto de la concentración de ácido acético y la cantidad de grano en la contaminación por hongos y el porcentaje de germinación en el grano de sorgo comercial.

Concentración de ác. acético (%)	0.5			1.0			EEM
	1	3	5	1	3	5	
Hongos (%)	21.8	21.5	22.8	16.8	18.0	22.0	0.04
Germinación (%) *	59.8 ^c	68.5 ^b	75.3^a	50.3 ^d	60.8 ^c	60.5 ^c	0.04

EEM = error estándar de la media

* Interacción nivel de ác. acético*densidad ($P < 0.01$).

^{ab} Medias con diferentes literales por hilera son diferentes *($P < 0.05$)

Cuadro 11. Efectos principales de la concentración de ácido acético y de la cantidad de grano en la contaminación por hongos y el porcentaje de germinación del grano de sorgo comercial.

	Concentración de Ác. Acético (%)		Cantidad de grano (g/cm ²)		
	0.5	1	1	3	5
Hongos ¹	22.00 ^a	18.92 ^b	19.25	19.75	22.38
Germinación ²	67.83 ^a	57.17 ^b	55.00	64.62	67.88

^{ab} Efecto de concentración de Ácido acético (P< 0.01)

¹Efecto lineal, cantidad de grano (P< 0.10)

²Efecto lineal, cantidad de grano (P< 0.01)

4. Exp. 4: Prueba de metabolismo

La temperatura ambiental promedio durante el periodo de germinación del grano de sorgo dentro de las instalaciones utilizadas para este fin fue de 19.2° C, mientras que la humedad relativa promedio fue de 62.3 %.

La distribución del tamaño de partícula de los tratamientos se observa en el Cuadro 12. La proporción de partículas superiores a 3.36 mm fue mayor (P< 0.05) para SG6 (44.95%); los tratamientos SR24, SG2 y SG4 tuvieron la mayor proporción (P< 0.05) de partículas entre 2.83 y 3.36 mm (69.51, 67.75 y 66.87 % respectivamente); mientras que el tamaño de partícula de SQS se distribuyó principalmente entre 0.84 y 2.83 mm (60%, P< 0.05). El proceso de germinación no afectó (P< 0.05) la media geométrica de tamaño de partícula (**MGTP**, 3230.55µm promedio), la desviación estándar geométrica (**DEG**, 1,137 prom.), partículas/g (**PG**, 25,02 part./g prom.) y el área de superficie (**SA**, 16.5 cm²/g), pero son diferentes a los valores obtenidos para SQS (1660 µm, 1.79, 1264 p/g y 53.95 cm²/g respectivamente).

Cuadro 12. Influencia del procesamiento en el tamaño de partícula y las características físicas del grano de sorgo comercial.

Tamaño (mm)	Tratamientos ^a					EEM ^b
	SQS	SR24	SG2	SG4	SG6	
> 3.36	3.84% ^e	28.08% ^d	29.54% ^d	30.93% ^d	44.95% ^c	0.27
2.83 – 3.36	27.47% ^e	69.51% ^c	67.75% ^{cd}	66.87% ^{cd}	53.60% ^d	0.36
2.00 – 2.83	26.71% ^c	2.08% ^d	2.28% ^d	1.82% ^d	1.00% ^d	0.07
0.84 – 2.00	33.21% ^c	0.28% ^d	0.41% ^d	0.31% ^d	0.23% ^d	0.23
0.59 – 0.84	4.47% ^c	0.01% ^d	0.01% ^d	0.02% ^d	0.09% ^d	0.06
0.42 – 0.59	3.04% ^c	0.01% ^d	0.01% ^d	0.02% ^d	0.08% ^d	0.06
< 0.42	1.24% ^c	0.01% ^d	0.01% ^d	0.02% ^d	0.04% ^d	0.02
MGTP, μm^f	1660.2 ^d	3202 ^c	3202.8 ^c	3217.2 ^c	3300.2 ^c	89.0
DEG ^g	1.79 ^c	1.128 ^d	1.136 ^d	1.134 ^d	1.152 ^d	0.14
Partícula/g	1264 ^c	25.4 ^d	25.7 ^d	25.2 ^d	23.8 ^d	6.63
SA cm^2/g^h	53.95 ^c	16.48 ^d	16.64 ^d	16.54 ^d	16.36 ^d	3.27

^a SQS= sorgo quebrado seco; SR24= sorgo reconstituido 24 hrs; SG2= sorgo germinado 2 días; SG4= sorgo germinado 4 días; SG6= sorgo germinado 6 días.

^b EEM= error estándar de la media

^{cde} Medias con diferente literal en la misma línea son diferentes ($P < 0.05$)

^f Media Geométrica del Tamaño de Partícula

^g Desviación Estándar Geométrica

^h Área de superficie

En el Cuadro 13 se presenta el efecto de la germinación y ensilaje del grano de sorgo en la digestión ruminal, postruminal y total en bovinos. La digestión ruminal de la MO (63%), del almidón (69%), del N (38%) y de la FDN (67%) y las eficiencias microbiana (12.5 g N microbiano/kg MO fermentada) y proteínicas (0.59 N no amoniacal que fluye al duodeno/N ingerido) también fueron similares entre tratamientos ($P > 0.05$).

La digestión post-ruminal de MO fue 15.4% menor ($P < 0.01$) para SG2 (62.79%) que para SG6 (72.47%) y la digestión post-ruminal de almidón fue mayor ($P < 0.1$) para para SG2, SG4 y SG6 (media=48.7%, una diferencia de 10.85, 38.23 y 39.51%, respectivamente) que para SQS (37.6%), observándose una mayor digestibilidad al aumentar los días de germinación ($P < 0.1$). La digestión post-ruminal de N fue similar entre tratamientos (55%).

Los animales en todos los tratamientos excretaron un promedio de 2.3 kg/d de MO, pero la excreción de almidón fue menor en los tratamientos con sorgo germinado

(media = 762.75 g/d) que en el tratamiento con SR24 (890.17 g/d) y entre los tratamientos germinados, el sorgo con 6 días de germinación produjo una menor excreción de almidón (703.79 g/d) que el sorgo con 2 días de germinación (842.39 g/d) ($P < 0.1$). Este último efecto se observó también para la excreción de N (38.56 vs 45.09 g/d, respectivamente) y de FDN (385.83 vs 449.41 g/d, respectivamente) ($P < 0.1$) y para la cantidad de EB excretada (11.59 vs 14.33 Mcal g/d, $P < 0.05$).

La digestibilidad total de la MO ($P < 0.05$), del almidón ($P < 0.1$) y del N ($P < 0.05$) fue mejor (9.7%, 3.4% y 7.2%, respectivamente) para SG6 que para SG2 (75.6% vs 68.9%, 85.3% vs 82.5% y 76.1% vs 71.1%, respectivamente) y lo mismo ocurrió con el valor de ED (3.72 vs 3.38 Mcal/kg, respectivamente, una diferencia de 10.05%) y el porcentaje de energía digestible (73% vs 67%, respectivamente, una diferencia de 13%) ($P < 0.05$).

Los valores de ED (Mcal/kg) del grano de sorgo tratado, por la técnica de reemplazo fueron los siguientes: 3.86, 3.75, 3.61, 3.56 y 3.39, para SG6, SQS SG4, SR24 y SG2, respectivamente.

Cuadro 13. Efecto del procesamiento en las características digestivas del grano de sorgo germinado.

	Tratamientos ^a					EEM ^b
	SQS	SR24	SG2d	SG4d	SG6d	
Consumo g/d						
MS	8682	8682	8682	8682	8682	
MO	8251	8250	8247	8248	8251	
Almidón	4824	4956	4792	4800	4785	
N	155	156	155	158	162	
FDN	1106	1080	1128	1116	1089	
EB Mcal/d	44.09	44.1	43.69	43.63	44	
Flujo Duodenal, g/d						
MO	3010.6	3139.7	2948.3	3168.7	2993.4	216.3
Almidón	1405.7	1590.6	1475.9	1544.4	1478.0	103.7
N	94.73	100.80	99.30	98.69	90.84	6.68
FDN	339.06	355.68	350.36	378.54	373.42	23.0
N amoniacal ^c	2.89	3.19	3.42	3.34	3.43	0.21
N no amoniacal	91.84	97.60	95.88	95.35	87.40	6.49
N Microbiano ^{de}	78.45	63.92	62.63	78.01	84.37	6.85
MOFR	6025.4	5750.4	5925.5	5860.1	6102.4	167.7
Digestión Ruminal, %						
MO	63.28	61.69	64.04	61.46	63.77	0.26
Almidón	70.74	69.05	67.70	67.74	69.21	0.20
N ^f	38.70	35.11	35.81	37.46	44.12	0.42
FDN	69.06	66.95	68.77	66.02	65.78	0.21
Eficiencia Microbiana ^g	13.24	11.17	10.73	13.34	13.94	1.37
Eficiencia Proteínica ^h	0.59	0.62	0.62	0.60	0.53	0.41
Digestión Postruminal, %						
MO ⁱ	69.84	68.82	62.79	68.84	72.47	0.24
Almidón ^{ef}	37.58	41.63	41.66	51.95	52.43	0.49
N	54.33	56.89	53.43	52.81	57.30	0.37
Excreción fecal, g/d						
MO	2197.4	2454.0	2576.2	2289.4	2008.6	161.1
Almidón ^{jk}	858.32	890.17	842.39	742.07	703.79	55.1
N ^k	42.37	42.27	45.09	46.71	38.56	2.38
FDN ^k	450.22	426.45	449.41	398.91	385.83	25.8
EB, Mcal/d ^{dl}	12.43	13.75	14.33	12.85	11.59	0.81
Digestión Total, %						
MO ^d	73.27	70.48	68.87	72.23	75.57	0.19
Almidón ^k	82.16	82.18	82.47	84.53	85.27	0.11
N ^d	72.75	73.17	71.05	70.46	76.14	0.14
FDN	59.09	60.73	60.13	64.20	64.62	0.25
ED Mcal/kg ^d	3.64	3.50	3.38	3.54	3.72	0.09
ED, % ^d	71.6	69.0	67.2	70.2	73.4	0.18

^a SQS= sorgo quebrado seco; SR24= sorgo reconstituido 24 hrs; SG2= sorgo germinado 2 días; SG4= sorgo germinado 4 días; SG6= sorgo germinado 6 días.

^b EEM= Error Estándar de la Media

^c SQS VS SG2, SG4, SG6 (P < 0.1)

^d SG2 VS SG6 (P < 0.05)

^e Efecto cuadrático de germinado (P < 0.05)

^f Efecto lineal de germinado (P < 0.1)

^g N microbiano g/kg MO fermentada

^h Flujo de N no amoniacal al duodeno/N ingerido

ⁱ SG2 VS SG6 (P < 0.01)

^j SR24 VS SG2, SG4, SG6 (P < 0.1)

^k SG2 VS SG6 (P < 0.1)

^l Efecto cuadrático de germinado (P < 0.1)

En el cuadro 14 se muestra el efecto de la germinación y ensilaje en las características de la fermentación ruminal. El pH ruminal fue 6.1% menor ($P < 0.05$) con sorgo quebrado que con sorgo reconstituido y en promedio 4.5% menor ($P < 0.1$) con sorgo quebrado que con sorgo germinado, y al incrementarse los días de germinado, se observa una disminución el pH (efecto lineal, $P = 0.20$). La producción de acetato fue en promedio 7% mayor ($P < 0.1$) con los sorgos germinados (media=70.1 mmol/100 ml) que con el sorgo quebrado (65.7 mmol/100 ml), mientras que la producción de butirato fue, en promedio, 23% menor ($P < 0.05$, 13.5 vs 17.4 mmol/100 ml, respectivamente). No hubo diferencias ni en la producción de propionato (media=16.7 mmol/100 ml) ni en la producción de metano (media=65.7 mmol/100 ml) ni en la relación acetato:propionato (media=4.21) entre tratamientos.

Cuadro 14. Influencia del procesamiento en el pH ruminal, concentración de AGV's y producción estimada de metano.

	Tratamientos ^a					
	SQS	SR24	SG2d	SG4d	SG6d	EEM ^b
pH Ruminal ^{cde}	6.24	6.62	6.62	6.50	6.46	0.13
AGV total, mol/100 mol	112.58	123.47	101.99	122.01	116.45	10.1
Acetato ^d	65.72	69.32	67.97	71.61	70.85	0.2
Propionato	16.89	17.28	17.46	15.66	16.04	0.08
Butirato ^f	17.38	13.38	14.56	12.72	13.10	0.16
A:P	3.95	4.02	4.02	4.59	4.47	0.28
Metano	63.8	65.4	64.4	67.8	67.2	0.15

^a SQS= sorgo quebrado seco; SR24= sorgo reconstituido 24 hrs; SG2= sorgo germinado 2 días; SG4= sorgo germinado 4 días; SG6= sorgo germinado 6 días.

^b EEM= Error Estándar de la Media

^c SQS VS SR24 ($P < 0.05$)

^d SQS VS SG2, SG4, SG6 ($P < 0.1$)

^e Efecto lineal de germinado ($P = 0.20$)

^f SQS VS SG2, SG4, SG6 ($P < 0.05$)

VIII. DISCUSIÓN

1. Experimentos 1, 2 y 3

Los tres primeros experimentos (Cuadros 6 a 11) señalaron que concentraciones de hipoclorito de Na de 0.6 a 1.2% inhibían entre 50 y 60% la contaminación fungal del grano de sorgo comercial, pero también limitaban la germinación, mientras que una concentración de ácido acético al 0.5% con una densidad de cama de 5 g/cm² dieron porcentajes aceptables de germinación y contaminación.

Los resultados obtenidos indican que el hipoclorito de sodio (NaClO) en una concentración de 0.9 y 1.2% CL, 1% CAL y 12:12, 8:16h T CAL:CL resulta ser efectivo como tratamiento antimicótico en el grano de sorgo, sin embargo disminuyó el proceso de germinación del grano. Girton (1936) utilizando un protocolo de desinfección con hipoclorito de Na al 3% durante 4 horas, observó 30% de CH, lo que representa 25% menos que lo obtenido en este trabajo con una concentración al 1.2% (Cuadro 7). Flores *et al.* (2008) encontraron que las semillas remojadas por 10 minutos en una solución de Hipoclorito de Na al 3% tenían un porcentaje de CH del 11%, un 72 % menos que lo obtenido en este trabajo con una concentración 3% y una densidad de cama de 3 g/cm² (Cuadro 9), la efectividad del hipoclorito de sodio como agente desinfectante depende de diversos factores como son la concentración y el tiempo de exposición (Sauer y Burroughs, 1986). Tesfaendrias *et al.* (2009) reportan 98% menos de CH en concentraciones de 3.5% de NaOCl, sin embargo el poder germinativo se ve afectado negativamente, en concentraciones iguales o menores al 0.43% se presentan porcentajes de germinación superiores al 80% y se redujo a menos del 70% en concentraciones más altas, esto es superior a lo encontrado en este trabajo (70.5 % a una concentración de 0.3%). La CH en semillas tratadas con hipoclorito de Na al 3% durante 5 minutos fue de 33% (Flores *et al.*, 2008) lo cual es menor (16%) a lo observado en este estudio. El mecanismo no está bien establecido, sin embargo estudios previos han demostrado que los bajos porcentajes de germinación son atribuibles a un efecto toxico del hipoclorito (Michè y Balandreau, 2001), el cual ha sido observado en otro tipo de cultivos como el guayabo, ajonjolí y mora (Ramírez-Villalobos *et al.*, 2002)

El uso de ácido acético como inhibidor de la proliferación micótica resulta ser efectivo (Cuadros 11 y 12), Lane *et al.* (1971) no encontraron evidencia visible de una contaminación en grano de sorgo reconstituido utilizando ácido acético. El ácido acético ocasiona la erosión de la capa de quitina que se encuentra presente en las paredes celulares, con lo que se impide la colonización (Elías, 2006). De acuerdo con Silva *et al.* (2004), reportan hasta un 64.4% de contaminación con *Aspergillus Flavus* y un 91% de *Fusarium verticillioides* en grano de sorgo almacenado.

Los resultados en el PG obtenidos al sumergir el grano de sorgo en una solución de óxido de calcio (CaO) al 0.5% resultan superiores en un 60.1 % a los obtenidos por Paul *et al.* (2008) en granos de *Rauwolfia serpentina benth* tratada con 1% de hidróxido de calcio (Cuadro 11). Dewar *et al.* (1997b) mencionan que el remojar el grano de sorgo en una solución alcalina incrementa la captación de agua y lo atribuye a una probable ruptura de la estructura molecular de los polisacáridos (no almidón) presentes en la pared celular, Flores *et al.* (2008), atribuyen el aumento en la germinación a una mayor permeabilidad al agua y al oxígeno, con lo que se facilita la activación de enzimas y las reacciones sintéticas esenciales.

El proceso de germinación se ve influenciado por diversos factores, Kader y Jutzi (2003) observaron que la temperatura influye positivamente en la captación de agua por el grano lo que se va a reflejar en el grado de germinación de la semilla. Hasan *et al.* (2004) utilizando diferentes temperaturas durante el proceso de germinado en grano de trigo, observó que la tasa de germinación se incrementaba conforme aumentaba la temperatura (15°C = nula; 25°C = 47.85 a 60.80% y 35°C = 88.66 a 98.89% de germinación). Trabajos previos han obtenido mejor fermentación en grano de sorgo germinado a temperaturas de 25 y 32°C que los obtenidos a 18°C, lo que sugiere que la temperatura influye en la actividad enzimática durante la germinación (Balogun *et al.*, 2006). Igyor *et al.* (1998) observó un incremento en la actividad enzimática durante los primeros 4 días de germinación de grano de sorgo a 25°C, la actividad de la α -amilasa se incrementa durante el periodo de germinación, la β -amilasa presenta un pico de actividad al día 6 de germinación en el mateado (i.e. germinado). Reportes anteriores observan que la temperatura óptima para germinar grano de sorgo va de 25 a 30°C (Igyor *et al.*, 1998) y aunque en este trabajo la temperatura promedio fue menor (19.2

°C) se obtuvieron porcentajes superiores, lo se puede atribuir a un aumento en la captación de agua por la utilización de hidróxido de Ca (Dewar *et al.*, 1997b).

Por lo anterior, es necesario evaluar en cada situación las condiciones adecuadas para realizar el proceso de germinación, ya que como se mencionó factores ambientales y calidad de la semilla afectan el proceso.

2. Experimento 4

Los valores de MGTP, DEG, PG y SA encontrados para sorgo entero coinciden con lo reportado por Villarreal (promedio: 3179 μm , 2007) para nueve variedades de sorgo, el proceso de germinado no afectó el tamaño de partícula

La digestión ruminal promedio de MO en este estudio (63%) se encontró dentro de lo que se ha reportado en la literatura para granos tratados: 58.3 % para sorgo variedad café reconstituido (Hibberd *et al.* (1985); 56.2% para sorgo rolado en seco y 63.1% para sorgo hojueado al vapor (Zinn *et al.*, 2008); 57.3% para sorgo hojueado al vapor (Plascencia *et al.*, 2002); 56.5% para maíz rolado y 65.5% para maíz hojueado al vapor (Zinn *et al.*, 1995).

La digestibilidad ruminal del almidón en este trabajo (69%) fue superior a la obtenida por Turgeon *et al.* (1983) para maíz entero y quebrado y por Lee *et al.* (1982) para maíz entero (51.7, 60.9% y 56.3%, respectivamente) e inferior a la encontrada para maíz hojueado al vapor (86.3%), En estudios previos se ha observado que el tiempo de germinado influye en la actividad de las enzimas proteolíticas endógenas (Balogun *et al.*, 2006), lo que permite que el almidón y los péptidos resultantes de la proteólisis estén disponibles para las bacterias en el rumen. Rusell (1981) menciona que el crecimiento microbiano depende en gran medida en la cantidad de almidón y nitrógeno fermentados a nivel ruminal.

La digestibilidad ruminal del N en este estudio (38%) fue sensiblemente menor a la obtenida por Zinn *et al.* (2008) con sorgo rolado seco y hojueado al vapor (52.3 y 52.1%, respectivamente), pero similar a la hallada por Streeter *et al.* (1990b) para sorgo

variedad roja (40.6%). La disminución en los valores de digestión de N a nivel ruminal se atribuyen a que durante el proceso de germinación las fracciones de las proteínas de reserva se transforman en pequeños péptidos y aminoácidos (principalmente), estos pueden ser utilizados en la síntesis de nuevas proteínas o para proporcionar energía para el crecimiento de la plántula, mediante la oxidación de su esqueleto carbonado (Barceló *et al.*, 2000).

Por el contrario, en este estudio la digestión ruminal de la FDN (67%) fue mucho mayor a la hallada por Zinn *et al.* (2008) para sorgo rolado seco y hojueado al vapor (49.8 y 39.8%, respectivamente) o por Oliveira *et al.* (1995) para maíz rolado al vapor (45%), sorgo rolado seco (43.4 %) y sorgo hojueado al vapor (45%). La elevación en la digestión ruminal de FDN se debe a que durante el proceso germinativo en el interior del grano de sorgo se provoca una síntesis de carbohidratos estructurales de fácil digestión, otro factor para esta diferencia se debe a que la utilización de calor disminuye la digestión de FDN a nivel ruminal (Zinn *et al.*, 2008).

En lo que respecta a las eficiencias microbianas Zinn (1991) tuvo resultados superiores para grano de maíz y sorgo hojueados al vapor (23.8 y 25.6 g/kg MO fermentada, respectivamente). Hagir *et al.* (1999) concluyeron que el tiempo de remojo del grano de sorgo contribuye a la entrada de los taninos al endospermo del grano con lo cual da lugar a la formación de complejos con las proteínas del endospermo y a la inactivación de enzimas endógenas del grano. Los valores de eficiencia proteínica en este trabajo resultan menores a los obtenidos por Zinn (1.19 y 1.27 N no amoniacal que fluye al duodeno/N ingerido, 1991) en grano de maíz y sorgo hojueados al vapor, sin embargo, no hay información reportada, respecto a la eficiencia microbiana y proteínica con grano de sorgo germinado. Pero debido a que el incremento en la digestión total de la MO y almidón con grano germinado se debió a un incremento de la digestión postruminal, no se modificó la eficiencia microbiana y proteínica.

Los valores de digestibilidad post-ruminal de MO para SG6 fueron 10.72% mayores a los presentados por Lawson *et al.* (1986) para sorgo rolado seco y similares a los que obtuvieron con grano de maíz rolado seco. Zinn *et al.* (1995) reportan valores inferiores utilizando cebada (rolada seca) y maíz (hojueado con vapor). Se puede

explicar las diferencias entre la digestión de MO para SG2 y SG6 debido a que las enzimas hidrolíticas del grano de sorgo alcanzan su máxima actividad alrededor del día 5 de germinación (Balogun *et al.*, 2006) con lo cual, las bacterias del rumen disponen de mayor cantidad de sustrato.

La digestibilidad post-ruminal de almidón fue mayor para los tratamientos germinados. Esto se atribuye a la actividad de las proteasas que se activan con el proceso germinativo (Balogun *et al.* 2005, 2006). Palmiano y Juliano (1972) mencionan que el incremento en la solubilidad del N se debe en particular a la degradación de la glutelina por las proteasas y a la hidrólisis de otras proteínas, estas proteasas rompen los enlaces proteínicos que rodean a los gránulos de almidón del grano, provocando con esto que el almidón sea más susceptible al ataque enzimático de las amilasas pancreáticas del animal.

Los valores obtenidos durante este trabajo para excreción fecal de MO son mayores a los publicados por Hibberd *et al.* (1985) para sorgo rolado seco (2118 y 2172 g/d) para las variedades roja y café, aunque esto se debe a la una diferencia en el consumo de MO (1463 g/d). Las diferencias presentadas en los valores de almidón, N y FDN del tratamiento SG6 en comparación con el SG2 son congruentes con los valores de digestión total obtenidos.

La mejor digestibilidad post-ruminal y total del tratamiento SG6 tiene su explicación posiblemente en lo encontrado por Dewar *et al.* (1997b). Estos investigadores observaron que el tiempo de germinación está relacionado positivamente con la cantidad de N libre y relacionaron estos cambios con la acción de las proteasas y peptidasas endógenas sobre las reservas de proteína en distintas variedades de grano de sorgo. Esta observación resulta consistente con los resultados obtenidos por Simpson *et al.* (1985) y Rooney y Plugfelder (1986), quienes observaron un incremento en la solubilidad de la proteína de sorgo después de la germinación. En los estudios realizados por Rooney y Plugfelder (1986) se puede observar un incremento del N soluble debido a que la actividad de las endoproteasas va aumentando conforme avanza el tiempo de germinación del grano, alcanzando su máxima actividad alrededor del quinto día de almacenaje anaerobio.

El mayor valor de ED (Mcal/kg) por la técnica de reemplazo fue para SG6 (3.86), el cual fue superior en 2.9% al SQS (3.75), 12.17% al SG2 (3.39), 7.7% para SR24 (3.56) y 6.5% a SG4 (3.61). NRC (1984) señala valores de ED (Mcal/kg) para grano de sorgo reconstituido de 4.1 y para grano de sorgo hojueado al vapor de 4.04, los cuales están por encima de los valores estimados. El mayor valor de ED para SG6, coincide con el tratamiento que obtuvo la mayor digestión de MO, almidón y N.

El pH ruminal medido en este estudio para SQS fue similar al obtenido por Corona *et al.* (2005) para maíz quebrado y rolado seco. Zinn *et al.* (1995) obtuvieron también resultados semejantes para maíz rolado en seco (a bajo nivel de consumo), mientras que para maíz hojueado, suministrado a niveles bajos y altos, obtuvieron valores de pH inferiores. El mayor pH ruminal (rango de 6.46 – 6.62) encontrado con los tratamientos con sorgo germinado es consistente con valores encontrados con grano entero reconstituido (Helm *et al.*, 1972) y grano entero de maíz (Corona *et al.*, 2005) (6.5 y 6.65, respectivamente). Al-Suwaiegh *et al.* (2002), utilizando granos de destilería tanto secos como húmedos, encontraron valores similares (6.55 y 6.45, respectivamente). Sin embargo, Zinn (1991) encontró valores ligeramente menores de pH (6.31) para grano de sorgo hojueado al vapor. El menor valor de pH de SQS (6.24) comparado con los tratamientos germinados se debe a una mayor digestión de almidón a nivel ruminal por parte de SQS, por lo cual para el proceso de fermentación ruminal resultó favorable el grano germinado. Zinn *et al.* (1995) reporta una disminución del pH ruminal cuando se proporciona grano con menor tamaño de partícula.

En contraste a lo encontrado en el presente estudio en la concentración total de AGV's en donde el proceso de germinación y ensilaje no modificó la concentración total (mol/100 mol, cuadro 14), Balogun *et al.* (2005) encontraron que la germinación de grano de sorgo por 5 días aumentó la producción total de AGV's comparados con sorgo rolado seco y sorgo remojado por 24 horas en 98.5 y 168% respectivamente.

Los resultados obtenidos por Zinn *et al.* (1995) para la producción de acetato utilizando maíz rolado seco y hojueado al vapor (61.1 y 52.6 mol/100 mol) fueron inferiores a los encontrados en este estudio. Corona *et al.* (2005) obtuvieron valores

similares a los de este estudio para maíz rolado seco, molido y entero (68.4, 68.5 y 67.7 mol/100 mol, respectivamente). Resultados similares (entre 69.8 y 67.4 mol/100 mol) fueron también reportados por Helm *et al.* (1972). Estas diferencias son atribuibles en parte al uso de ácido acético, Bade *et al.* (1972) utilizando ácido acético para la reconstitución del grano de sorgo, observaron un incremento en la producción de ácido acético ruminal.

Al-Suwaiegh *et al.* (2002) obtuvieron valores de butirato superiores a los encontrados en este trabajo utilizando grano de destilería seco y húmedo (15.5 y 15.4 mol/100 mol) comparados con los granos germinados, pero inferiores al SQS (17.38). Axe *et al.* (1987) obtuvieron valores de producción de butirato similares a los obtenidos con SR24 y SG6 para butirato con grano de sorgo alto en humedad (13.16 mol/100 mol). La disminución de butirato se debió al incremento en la proporción molar de acetato, Macfarlane y Macfarlane (2003) han observado que los efectos de los aceptores de electrones inorgánicos (nitratos y sulfatos) en el proceso de fermentación facilitan la formación de AGV's como el acetato a expensas de la reducción de otros AGV's como el butirato.

IX. CONCLUSIONES

- El grano de sorgo tratado con hipoclorito de sodio al 0.9%, hidróxido de Ca 1% y con un tiempo de remojo de 12 hrs en cloro y 12 hrs en cal redujo la contaminación fungal a menos de 50%, pero también redujo la germinación del grano de sorgo a 45%. El no utilizarlo eleva la germinación a más de 75%, pero la proliferación fungal fue de 75% también.
- El hipoclorito de Na a una concentración de 0.6% disminuyó la contaminación del grano de sorgo a menos de 40% cuando se sembró a una cantidad de 1 g/cm², pero el nivel de germinación fue de 55%.
- Aplicar al grano de sorgo, sembrado en una cantidad de 5 g/cm², un tratamiento de hipoclorito de Na al 0.3% elevó el porcentaje de germinación a 70%, pero también aumentó la proliferación fungal (43%).
- Cuando el grano de sorgo se trató con ácido acético al 1% se logró controlar la contaminación fungal a menos de 20%, alcanzándose porcentajes de germinación de entre 50 y 60%.
- La densidad de cama de 5 g/cm² permitió obtener germinaciones superiores a 75% en grano de sorgo tratado con una solución de ácido acético al 0.5% y se logró controlar la contaminación micótica a menos de 25%.
- La germinación del grano de sorgo por 6 días aumentó la digestibilidad ruminal del N (12.3%), la digestión post-ruminal de la MO (3.6%) y del almidón (28.35%) y la digestibilidad total de la MO (3.1%), del almidón (3.6%) y del N (4.4%) comparado con el grano de sorgo quebrado.
- El mayor valor de ED (Mcal/kg) fue para el grano de sorgo germinado a 6 días.
- El germinado incrementó el pH ruminal, la proporción molar de acetato y disminuyó la de butirato.

X. REFERENCIAS

- Aimone, J. C., and Wagner D. G. Micronized wheat. I. Influence of feedlot performance, digestibility, VFA and lactate levels in cattle. *J. Anim. Sci* 1977; 44; 1088-1095.
- Aldebrahman A.A. and Hosenev R. C.. Basis for hardness in pearl millet, grain sorghum and corn. *Cereal Chem* 1984; 61; 232-235.
- Al-Suwaiegh S., Fanning K., Grant R. J., Milton C. T. and Klopfenstein T. J.. Utilization of distillers grains from the fermentation of sorghum or corn in diets for finishing beef and lactating dairy cattle. *J. Anim. Sci* 2002; 80; 1105–1111.
- AOAC, 1990. Official methods of analysis. 14th ed. Assoc. Offic. Anal. Chem. Arlington, VA.
- Axe D. E., Bolsen K. K., Harmon D. L., Lee R. W., Milliken G. A. and Avery T. B. Effect of wheat and high-moisture sorghum grain fed singly and in combination on ruminal fermentation, solid and liquid flow, site and extent of digestion and feeding performance of cattle. *J. Anim. Sci.* 1987; 64; 897-906.
- Azcón-Bieto, J. y Talón, M. "Fisiología y Bioquímica vegetal". Interamericana. McGraw-Hill, Madrid, España; 1993.
- Bade H. D., Lane G. T., Leighton R. E. and Driedger A. Acetic acid treatment of reconstituted sorghum grain for dairy cows. *J. of Dairy Sci.* 1973;56; 1; 124-128.
- Balogun R. O., Rowe J. B. and Bird S. H.. Fermentability and degradability of sorghum grain following soaking aerobic or anaerobic treatment. *Anim. Feed Sci. Technol.* 2005; 120; 141-150.
- Balogun R.O., Bird S.H., Rowe J.B. Germination temperature and time affect *in vitro* fermentability of sorghum grain. *Anim. Feed Sci. and Technol.* 2006; 127: 125–132.
- Barceló Coll, J., Nicolás, G., Sabater, B. y Sánchez, R. Fisiología vegetal. Ed. Pirámide, Madrid, España; 2000.
- Bergen WG, Purcer DB, Cline JH. Effect of ration on the nutritive quality of rumen microbial protein. *J. Anim. Sci.* 1968; 27; 1497-1501.
- Braun, R, O., 1er. Curso de actualización sobre aspectos productivos y de comercialización en el sector porcino, Pontificia Universidad Católica Argentina, Buenos Aires, Argentina 2001.

Bravo L. Dietary non-extractable condensed tannins as indigestible compounds: Effects on faecal weight, and protein and fat excretion. *Journal of the Sci. Food Agric.* 1993; 63; 63-68.

Buléon A., Colonna P., Planchot V. and Ball S. Starch granules: structure and biosynthesis. *International Journal of Biological Macromolecules.* 1998; 23; 85-112.

Burrin, D. G., R. A. Stock, and R. A. Britton. Monensin level during grain adaptation and finishing performance in cattle. *J. Anim. Sci.* 1988; 66:513.

Calles E.E. Sorgo: una oportunidad. En Proceedings of the plant breeding methods and approaches in sorghum workshop for Latin America. INTSORMIL-INIA-ICRISAT. Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo. México. 1983; Pp. 1-11.

Carrera, J. Producción y aplicación de las enzimas industriales. *Revista de biotecnología en el sector agropecuario y agroindustrial.* 2003. No. 1, 9-15.

Carro M.D., Valdés C., Ranilla, M.J. and González J.S. Effect of forage to concentrate ratio in the diet on ruminal fermentation and digesta flow kinetics in sheep. *Anim. Sci.* 2000; 70; 127–134.

Castrillo C., Lainez M., Gasa J. and Guada J. A. The effect of increasing the proportion of barley straw in pelleted concentrate diets given to lambs on rumen outflow rate and degradation of protein supplements. *Anim. Prod.* 1992; 54; 59-66.

Castro N.S. Características morfológicas, fisiológicas y bioquímicas asociadas con la resistencia a la sequía en sorgo para grano. Tesis Doctoral. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, México. 1999; 256.

Chalkling D. J. Conferencia: Jornada Técnica Cultivos de Verano. INIA (Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria) La Estanzuela, Colonia, Uruguay. 2004.

Chandrashekar, A., and A. W. Kirleis. Influence of protein on starch gelatinization in sorghum. *Cereal Chem.* 1988; 65: 457-462.

Chandrashekar A. and Mazhar H. 1999. The biochemical basis and implications of grain strength in sorghum and maize. *J. Cereal Sci.* 30:193-201.

Chaney, A.L., Marbach, E.P. Modified reagents for determination of urea and ammonia. *Clin. Chem.* 1962; 8; 130–137.

Cheng K. J. and McAllister T. A., Popp J. D., Hristov A. N., Mir and Shin Z. H. T. A review of bloat in feedlot cattle. *J Anim. Sci.* 1998; 76; 299-308.

Cheng K. J., Forsberg C. W., Minato H. and Costerton J. W. Microbial ecology and physiology of feed degradation within the rumen. In: physiological of digestion and metabolism in ruminants: Proceeding of the Seventh International Symposium on Ruminant Physiology, Sendai ,Japan; 1991; 594-624.

Church D. C., Pond W. G., Pond K. R. Fundamentos de Nutrición y Alimentación de Animales. 2a ed. 2006. Limusa Wiley.

Cochran W.G and Cox G.M. 2nd ed. Oxford, England: John Wiley and Sons, 1957, xiv, pp 611.

Corona L., Owens F.N. and Zinn R. Impact of corn vitreousness and processing on site and extent of digestion by feedlot cattle. J. Anim. Sci. 2006; 84; 3020-3031.

Corona L., Rodriguez S., Ware R.A. and Zinn R.A. Comparative effect of whole, ground, dry-rolled and steam-flaked corn on digestion and performance in feedlot cattle. Prof. Anim. Sci. 2005; 21; 200-206.

Cotta, M. A. Interaction of ruminal bacteria in the production and utilization of maltooligosaccharides from starch. Appl. Environm. Microbiol. 1992; 58; 48-54.

Defoor P. J., Galyean M. L. and Cole N. A., and Jones O. R. Effects of planting density and processing method on laboratory characteristics of grain sorghum for ruminants. J Anim. Sci. 2000; 78; 2032- 2838.

Dewar, J., Taylor, J.R.N., Berjak, P. Determination of improved steeping conditions for sorghum malting. J. Cereal Sci. 1997a; 26; 129–136.

Dewar, J., Taylor, J.R.N., Berjak, P. Effect of germination conditions, with optimised steeping, on sorghum malt quality—with particular reference to free amino nitrogen. J. Inst. Brew. 1997b; 103; 171–175.

Dreher M. L., Dreher C. J. and Berry J. W. Starch digestibility of foods: A nutritional perspective. Crit. Rev. Food Sci. Nutr. 1984; 20; 47-71.

Duodu, K.G., Taylor, J.R.N., Belton, P.S., Hamaker, B.R. Factors affecting sorghum protein digestibility. Journal of Cereal Science. 2003; 38; 117–131.

Elias M.C., Krolow W. da S., Dionello R.G., Peter M.Z, Gonçalves P.R., Antunes P.L. Influence of the addition of organic acids in the fungal contamination and in the conservation of grains of sorghum hermetic stored. 9th International Working Conference on Stored Product Protection. Sao Paulo, Brasil; 2006.

Elizalde, J. C., N. R. Merchen, and D. B. Faulkner. Sites of organic matter, fiber, and starch digestion in steers fed fresh alfalfa and supplemented with increased levels of

cracked corn. 1999. Disponible desde internet en: <<http://www.traill.uiuc.edu/uploads/befnet/papers/SitesOrganicMatterJCE8.pdf>>.

Ensor, W. L., H. H. Olson and V. F. Colenbrander. A report: Committee on classification of particle size in feedstuffs. J. Dairy Sci. 1970; 53; 689-690.

Erwin E. S., Marco G. J. and Emery E. M. Volatile Fatty Acid Analyses of Blood and Rumen Fluid by Gas Chromatography. J. Dairy Sci. 1961; 44; 1768-1771.

Evers A. D. and Stevens D. J. Starch damage. In: Y. Pomeranz (Ed.) Advances in Cereal Science Technology. 1985; 321-349. American Association of Cereal Chemists, St. Paul, MN.

Featherston, WR. y Rogler, J.C. Influence of tannins on the utilization of sorghum grain by rats and chicks. Nutr. Rep. Int. 1975; 11; 491-497.

Ferraris, R. P., Lee P. P. and Diamond J. M. Origin of regional and species differences in intestinal glucose uptake. Am. J. Physiol. 1989; 257; G689-G697.

Flores G. A., Álvarez M. J. G., Rodríguez de la O, J. L., Corona A. A. Germinación *in vitro* de semillas de *Nolina parviflora* (H.B.K.) Hemsl. Foresta Veracruzana. 2008; 10; 27-33.

FMVZ. 2009. unam: fmvz: centros: cepipsa: localizacion. México. [Web en línea]. Disponible desde internet en: <<http://www.fmvz.unam.mx/fmvz/centros/cepipsa/localizacion.html>>.

French D. Chemical and physical properties of starch. J. Anim. Sci. 1973; 37; 1048-1061.

Galyean M. L. Wagner D. G. and Owens F. N. Dry matter and starch disappearance of corn and sorghum as influenced by particle size and processing. J. Dairy Sci. 1981; 64; 1804-1812.

García B. F. J. Germinación de Semillas, Valencia, España, 2008.

Girton E. R. Sterilization with sodium hypochlorite. Plant Physiol. 1936. 11; 635-639.

Goering, H. K. and P. I. Van Soest. Forage fiber analysts (*apparatus*, reagents, procedures, and some applications). Agric. Handbook 379. ARS, ASDA. Washington, DC. 1970.

Gray, G. M. Starch digestion and absorption in nonruminants. J. Nutr. 1992; 122; 172-177.

Griffiths, D. W. The inhibition of digestive enzymes by extract of field bean (*Vicia faba*). *J. Sci. Food Agric.* 1979; 30; 458-462.

Guada J. A. Efectos del procesado sobre la degradabilidad ruminal de proteína y almidón. IX Curso de especialización FEDNA. Barcelona, España. 1993.

Hagir B. Elmaki, E.E. Babiker, Abdullahi H. El Tinay. Changes in chemical composition, grain malting, starch and tannin contents and protein digestibility during germination of sorghum cultivars. *Food Chemistry.* 1999; 64; 331-336.

Hahn, D. H., L. W. Rooney and C. F. Earp. Tannins and phenols of sorghum. *Cereal Foods World.* 1984; 29; 776-779.

Hamaker B. R., Mohamed A. A., Habben J. E. Huang C. P. and Larkins B. A. Efficient procedure for extracting maize and sorghum kernel proteins reveals higher prolamins contents than the conventional method. *Cereal Chem.* 1995; 72; 583-588.

Harmon D. L. Nutritional Regulation of Posruminal Digestive Enzymes in Ruminants. *J. Dairy Sci.* 1993; 76; 2102-2111.

Harmon, D. L. Dietary influences on carbohydrases and small intestinal starch hydrolysis capacity in ruminants. *J. Nutr.* 1992; 122; 203-210.

Hasan, M. A., Ahmed, J. U., Hossain, T., Hossain, M. M. and Ullah M. A. Germination characters and seed reserve mobilization during germination of different wheat genotypes under variable temperature regimes. *J. Agri. Rural Devel.* 2004; 32; 97-107.

Hatfield, P. G., M. K. Petersen, C. K. Clar, H. A. Glimp, K. J. Hemenway, and W. S. Ramsey. Effects of barley variety and restricted versus ad libitum intake on rate, site, and extent of digestion by wethers fed a high-energy diet. *J. Anim. Sci.* 1993; 71; 1390-1394.

Hediger, M. A., and D. B. Rhoads. Molecular physiology of sodium-glucose transporters. *Physiol. Rev.* 1994; 74; 993-1026.

Helm, R. E., G. T. Lane and R. E. Leighton. Variations in ruminal lactate, volatile fatty acids and pH from reconstitution of sorghum grain. *J. Dairy Sci.* 1972. 55; 979-982.

Herrera-Saldana, R. E, J. T. Huber, and M. H. Poore. Dry matter, crude protein and starch degradability of five cereal grains. *J. Dairy Sci.* 1990; 73; 2386-2393.

Hibberd C.A, Warner D.G. and Hintz R.L. Effect of sorghum grain variety and reconstitution on side and extent of starch and protein digestion in steers. *J. Anim. Sci.* 1985; 61; 703-712.

Hibberd, C. A., D. G. Wagner, R. L. Schemm, E. D. Mitchell, Jr., R. L. Hintz, and D. E. Weibel. Nutritive characteristics of different varieties of sorghum and corn grains. *J. Anim. Sci.* 1982; 55; 665-672.

Hibberd, C.A., Wagner, D.G., Schemm, R.L., Mitchell Jr., E.D., Weibel, D.E., Hintz, R.L. Response of different sorghum grain and maize varieties to reconstitution. *Anim. Feed Sci. Technol.* 1986; 15; 231–244.

Hicks C.R. *Fundamental Concepts in the Design of Experiments.* Holt, Rinehart and Winston, New York, 1973.

Hill F.N. and Anderson D.L. Comparison of metabolizable energy and productive determinations with growing chicks. *J. Nutr.* 1958; 64; 587-603.

Hill T. M., Schmidt S. P., Russell, Thomas E. E. and Wolfe D. f. Comparison of urea treatment with established methods of sorghum grain preservation and processing on site and extent of starch digestion by cattle. *J. Anim. Sci.* 1991; 69; 4570-4576.

Hinman, D. D. and R. R. Johnson. Influence of processing methods on digestion of sorghum starch in high concentrate beef cattle rations, *J. Anim. Sci.* 1974; 39; 417-422.

Hubbard J.E., Hall H.H. and Earle F.R. Composition of the component parts of the sorghum kernel. *Cereal Chem.* 1950; 27; 415-420.

Huntington G. B., Harmon D. L. and Richards C. J. Sites, rates, and limits digestion and glucose metabolism in growing cattle. *J. Anim. Sci.* 2006. 84; E14-E24.

Huntington, G. B. Starch utilization by ruminants: For basics to the bunk. *J. Anim. Sci.* 1997; 75; 852-867.

Hwang K. T., Cuppett S. L., Weller C. L. and Hanna M. A. Properties, composition, and analysis of grain Sorghum wax. *J. Ame. Oil Chem. Soc.* 2002; 79; 521-528.

Igyor, M.A., Ogbonna, A.C., Palmer, G.H. Effect of malting temperature and time on enzyme development and sorghum wort properties. *J. Inst. Brew.* 1998; 104; 101–104.

Jaffè, WJ. Leguminosa de consumo humano. *Rev. FAGRO (UCV)* .Alcance 35, 1986.

Kader M. A. and Jutzi S. C. Hydrothermal variations and physio-osmotic conditioning effects on five African millet varieties during Short term substrate desiccation. *J. Agri. Rural Dev. Trop. Subtrop.* 2003; 104; 41–49.

Kamalavalli, D., Rao, G. R. & Pathak, C. H. Metabolic changes during germination of cotton and sorghum and the role of gibberellic acid. *Indian Agr.* 1969; 13; 55.

Lane G. T., Leighton R. E., and Bade D. H. In Vitro Evaluation of Chemically Reconstituted Sorghum Grain. *J. dairy sci.* 1971; 55; 328-330.

Larson, E. M., R. A. Stock, T. J. Klopfenstein, M. H. Sindt, and R. P. Huffman. Feeding value of wet distillers byproducts for finishing ruminants. *J. Anim. Sci.* 1993; 71; 2228-2236.

Lawson A Spicer, C. Brent Theurer, Jabel Sowe and T. H. Noon. Ruminant and post ruminant utilization of nitrogen and starch from sorghum grain, corn and barley based diets by beef steers. *J Anim Sci.* 1986; 62; 521-530.

Lee R. W., Galyean M. L. and Lofgreen G. P. Effects of mixing whole shelled and steam flaked corn in finishing diets on feedlot performance and site and extent of digestion in beef steers. *J. Anim. Sci.* 1982; 55; 475-483.

Leonard, D. Cultivos Tradicionales. Producido por TransCentury Corporation, Washington, D.C. para el cuerpo de paz. 1981. Disponible en internet desde: <http://www.cd3wd.com/CD3WD_40/HLTHES/PC/M0035S/ES/M0035S00.HTM>.

Loerch, S. C. Effects of feeding growing cattle high concentrate diets at a restricted intake on feedlot performance. *J. Anim. Sci.* 1990; 68; 3086-3095.

Macfarlane S. and Macfarlane G. T. Regulation of short-chain fatty acid production. *Proceedings of the Nutrition Society.* 2003; 62; 67–72

Martín-Orúe S. M, Balcells J., Zakraoui F., Castrillo C. Quantification and chemical composition of mixed bacteria harvested from solid fractions of rumen digesta: effect of detachment procedure. *J. Anim. Sci.* 1998; 71; 269–282.

McAllister T. A., Bae H. D. Jones G. A. and Cheng K. J. Microbial attachment and feed digestion in the rumen. *J. Anim. Sci.* 1994. 72: 3004- 3018.

McAllister T.A., C.J. Cheng, and Rode L.M. Digestion of barley, maize, and wheat by selected species of ruminal bacteria. *Appl. Environ. Microbiol.* 1990. 56:3146-3153.

Michè, L. and Balandreau, J. Effects of rice seed surface sterilization with hypochlorite on inoculated *Burkholderia vietnamiensis*. *Applied and Environmental Microbiology.* 2001. 67:3046-3052.

Mirón J., Ben-Ghedalia D. and Solomon R. Digestibility by Dairy Cows of Monosaccharide Components in Diets Containing Either Ground Sorghum or Sorghum Grain Treated with Sodium Hydroxide. *J. Dairy Sci.* 1997; 80; 144-151.

Mitjavila, S., C. Lacombe, G. Carrera, and R. Derache. Tannic acid and oxidized tannic acid on the functional state of rat intestinal epithelium. *J. Nutr.* 1977; 107; 2113-2121.

Muindi, P.J. Metabolic studies with laying hens on Tanzanian sorghum grains of different tannin contents. *Swedish J. Agric. Res.* 1981. 11; 17-21.

Muñoz T. O. Producción y Rentabilidad del Cultivo de Sorgo en el DR VII de Ciudad Guzmán, Estado de México. Informe Analítico. Chapingo, México. 2000.

National Research Council. 1984. Nutrient Requirements of Beef Cattle (6th P.d.). National Academy Press, Washington, DC.

Nocek, J. E. y Tamminga, S. Site of digestion of starch in the gastrointestinal tract of dairy cows and its effect on milk yield and composition. *J. Dairy Sci.* 1991; 74; 3598-3629.

Novellie, L. Effect of malting conditions on malting losses and total amylase activity. *J. Sci. Food Agric.* 1962; 13; 121-126.

Oliveira J. S., Huber J. T., Simas J. M., Swingle R. S. and Theurer C. B. Effect of sorghum grain processing on site and extent of digestion of starch in lactating dairy cows. *J Dairy Sci.* 1995; 78;1318-1327.

Ørskov E. R. Starch digestion and utilization in ruminants. *J. Anim. Sci.* 1986; 63; 1624-1633.

Ortega C. M. E., Mendoza M. G. Starch digestion and glucose metabolism in the ruminant: a review. *Interciencia.* 2003; 28; 380-386.

Owens, F. N., and R. A. Zinn. Corn grain for cattle: Influence of processing on site and extent of digestion. 20th Annual Southwest Nutr. Conf., Phoenix, AZ. Univ. Arizona, Tucson. 2005; 86–112 in Proc.

Owens, F. N., and A. L. Goetsch. Digesta passage and microbial protein synthesis. In: L. P. Milligan, W. L. Grovum, and A. Dobson (Ed.) Control of Digestion and Metabolism in Ruminants. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, NJ. 1986; 196-223.

Owens, F. N., Secrist D. S., Hill W.J. and D. R. Gill. The effect of grain source and grain processing on performance of feedlot cattle: a review. *J. Anim. Sci.* 1997; 75; 868-879.

Palmiano E. P. and Juliano B. O. Biochemical Changes in the Rice Grain during Germination. *Plant Physiol.* 1972; 49; 751-756.

Paul D., Paul N. K. and Basu P. K. Seed germination response of *Rauvolfia serpentine benth.* to certain physical and chemical treatments. *J. Bio-Sci.* 2008; 16; 129-131.

Pérez García, F. y Martínez-Laborde, J.B. "Introducción a la Fisiología Vegetal". Mundi-Prensa, Madrid, España. 1994.

Philippeau C., Landry J. and Michalet D. Influence of the biochemical and physical characteristics of the maize grain on ruminal starch degradation. *J. Agric. Food Chem.* 1998; 46; 4287-4291.

Plascencia A. and Zinn R.A. Influence of flake density on the feeding value of stem-processed corn in diets for lactating cows. *J. Anim. Sci.* 1996; 74; 310-316.

Plascencia A., Arellano E.G., López-Soto M.A., and Zinn R.A. Comparative study on the site and digestion rate of N and starch fractions of four steam-flaked cereals in finishing diets for feedlot steers. *Vet Méx.* 2002; 34; 371-386.

Poore M. H., Moore J. A., Eck T. P., Swingle R. S. and Theurer C. B. Effect of fiber source and ruminal starch degradability on site and extent of digestion in dairy cows. *J. Dairy Sci.* 1993; 76; 2244-2253.

Preston, R. L., A. C. Brake, T. P. Karnezos, A. G. Matches and Y. Xiong. Near infrared reflectance and gelatinization as measures of starch availability in steam-flaked sorghum grain. *Tex. Tech Univ. Agric. Sci. Tech. Rep.* 1993. 327; 189-190.

Pritchard, R. H. Why are they using programmed feeding?. *Southwest Nutr. Mgt. Conf.* 27. University of Arizona, Tucson. Proc. 1995.

Ramírez-Villalobos, M., Urdaneta, A. y León de Sierralta, S. Establecimiento in vitro de explantes adultos del guanábano (*Annona muricata L.*) tratados con hipoclorito de sodio. *Rev. Fac. Agron.* 2002; 19; 48-55.

Reyes. G., G. Petróleos y alimentos. *Rev. ECONOMIA. UNAM.* 2007. Vol. 5 núm. 15.

Richards C. J., Hicks B. Processing of Corn and Sorghum for Feedlot Cattle. *Vet Clin Food Anim.* 2007; 23: 207-221.

Rodríguez, V. C. Efecto de los taninos sobre el valor nutricional del sorgo. Univ. Simón Bolívar, Caracas. Tesis Lic. Biología, 1982. 140 pp.

Rooney, L.W. and Pflugfelder, R.L. Factors affecting starch digestibility with special emphasis on sorghum and corn. *J. Anim. Sci.* 1986; 63; 1067-1623.

Russell J. R., Young A. W. and Jorgensen N. A. Effect of dietary corn starch intake on pancreatic amylase and intestinal maltase and pH in cattle. *J. Anim. Sci.* 1981; 52; 1177-1182.

Saba, W. J., W. H. Hale and Brent Theurer. *In vitro* rumen fermentation studies with a bird resistant sorghum grain. *J. Anim. Sci.* 1972; 35; 1076.-1082.

SAS Institute Inc., Cary, NC, USA.

Sauer D. B. and Burroughs.R. Desinfection of seed surfaces with sodium hypochlorite. *Phytopathology*, 1986; 76; 745-749.

Schang, M. J. Disponibilidad de nutrientes en sorgos. Estación Experimental Agropecuaria, Pergamino. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, Buenos Aires, Argentina. 1990.

Shaffert, R. E., D. L. Oswalt, and J. D. Axtell. Effect of supplemental protein on the nutritive value of high and low tannin *sorghum bicolor* (L.) Moench grain for the growing rat. *J. Anim. Sci.* 1974; 39; 500-505.

Shirazi-Beechey, S. P., Wood, I. S., Dyer, J., Scott, D. and King, T. P. Intestinal sugar transport in ruminants. In *Ruminant Physiology: Digestion, Metabolism, Growth and Production*. 1995; 115-132 [W. V. Engelhardt, editor]. Stuttgart : Enke-Verlag.

Siddons R. C. Nolan J. V., Beever D. and MacRae J. C. Nitrogen digestion and metabolism in sheep consuming diets containing contrasting forms and levels of nitrogen. *Br. J. Nutr.* 1985; 54; 175-187.

Silva, J.B. da, Dilkin, P., Fonseca, H., Corrêa, B. Production of aflatoxins by *Aspergillus flavus* and of fumonisins by *fusarium* species isolated from Brazilian sorghum. *Braz. J. Microbiology*. 2004; 35; 182-186.

Simpson Jr., E.J., Schake, L.M., Pflugfelder, R.L., Riggs, J.K. Evaluation of moisture uptake, aerobic and anaerobic phases of reconstitution upon sorghum grain digestibility and performance of steers. *J. Anim. Sci.* 1985; 60; 877-882.

Singh. K. and S. D. Arora. Effect of salseed-meal tannins on protein synthesis. ³⁵S incorporation and cellulose digestibility by rumen microbes in vitro. *Indian J. Anim. Sci.* 1980; 50; 821.

Situación Actual y Perspectiva de la Producción de Sorgo en México 1992 – 2004
<http://www.siap.gob.mx/>.

Spicer L.A., Theurer C.B., Sowe J. and Noon T.H. Ruminant and post-ruminal utilization of nitrogen and starch from sorghum grain, corn and barley based diets by beefsteers. *J. Anim. Sci.* 1986; 62; 521-530.

Stock R. y Mader F. Procesamiento del sorgo para engorde bovino. Cámara Argentina de Engordadores de Hacienda Vacuna. Extraído del Institute of Agricultura and Natural Resources, University of Nebraska. 2005.

Stock, R. A., M. H. Sindt, J. C. Parrot, and F. K. Goedecken. Effects of grain type, roughage level and monensin level on finishing cattle performance. *J. Anim. Sci.* 1990; 68; 3441-3455.

Stock, R.A., Brink, D.R., Kreikemeier, K.K., Smith, K.K. Evaluation of earlyharvested and reconstituted grain sorghum in finishing steers. *J. Anim. Sci.* 1987; 65; 548-556.

Streeter, M. N., D. G. Wagner, C. A. Hibberd, and E. D. Mitchell, Jr. Effect of variety of sorghum grain on digestion and availability of dry matter and starch in vitro. *Anim. Feed Sci. Tech.* 1990a; 29; 279-287.

Streeter, M. N., D. G. Wagner, C. A. Hibberd, and F. N. Owens. Comparison of corn with four sorghum grain hybrids: Site and extent of digestion in steers. *J. Anim. Sci.* 1990b. 68:3429-3440.

Streeter, M. N., D. G. Wagner, F. N. Owens, and C. A. Hibberd. Combinations of high-moisture harvested sorghum grain and dry-rolled corn: Effects on site and extent of digestion in beef heifers. *J. Anim. Sci.* 1989; 67; 1623-1633.

Streeter, M. N., D. G. Wagner, F. N. Owens, and C. A. Hibberd. The effect of pure and partial yellow endosperm sorghum grain hybrids on site and extent of digestion in beefsteers. *J. Anim. Sci.* 1991; 69; 2571-2584.

Swenson MJ, Reece WO; *Duke's Physiology of Domestic Animals*, 11th ed., Ithaca: Cornell University, Press, 1993. 962p.

Tagari. H., Y. Henis. M. Tarnir and R. Volcani. Effect of carob pod extract on cellulolysis, proteolysis, deamination and protein biosynthesis in an artificial rumen. *Appl. Microbiol.* 1965; 13; 437-442.

Tesfaendrias M.T., McLaren N.W., Swart W.J. The effect of grain mould fungi on sorghum malt quality and its management during malting. *South African J. Plant Soil.* 2009; 26; 45-47.

Tester R. F., Karkallas J. and X. Qi. Starch: composition, fine structure and architecture. *J. Cereal Sci.* 2004, 39; 151-165.

Theurer C. B., Lozano O., Alio A., Delgado-Elorduy A., Sadik M., Huber J. T. and Zinn R. A. Steam-processed corn and sorghum grain flaked at different densities alter ruminal, small intestinal, and total tract digestibility of starch by steers. *J Anim Sci.* 1999; 77; 2824-2831.

Theurer C. B. Grain processing effects on starch utilization by ruminants. *J. Anim. Sci.* 1986; 63; 1649-1662

Thorne M. J., Thompson L. U. and Jenkins D. J.A. Factors affecting starch digestibility and the glycemic response with special reference to legumes. *Amer. J. Clin. Nutr.* 1983; 38; 481-488.

Turgeon, O. A., Jr., Brink D. R. and Britton R. A. Corn particles size mixtures, roughage level and starch utilization in finishing steer diets. *J. Anim. Sci.* 1983; 57; 739-749.

Van Hellen R. W., Wilson T. A., Mitchell G. E., Schelling G. T. and Tucker R. E. Bovine amylase, insulin and glucose response to high and low concentrate diets. *J. Anim. Sci.* 1978; 47; 445 (Abstr.).

Van Soest, P. J. Soluble Carbohydrates. En: Cornell Nutrition Conference for Feed Manufacturers, Syracuse, NY. 1986; 73-79.

Villareal S. M. Relación entre la proporción de endospermo duro:blando y las características físico-químicas de 9 híbridos de sorgo (*Sorghum bicolor* L. Moench) cultivados en el estado de Morelos. (Tesis de licenciatura) FMVZ, UNAM. 2007.

Wall, J. S. and W. M. Ross. Sorghum Production and Utilization. AVI Publishing Company, Westport CT. 1970; 121-140.

Williams, A. G., and Coleman G. S. The rumen protozoa. in *The Rumen Microbial Ecosystem*. 2nd ed. P. N. Hobson and C. S. Stewart, ed. Chapman & Hall, London, UK. 1997; 73–139.

Wolin M.J. A theoretical rumen fermentation balance. *J. Dairy Sci.* 1960; 43; 1452-1459.

Younesi, O. and Moradi, A. The effect of water limitation in the field on sorghum seed germination and vigor. *Aust. J. Basic App. Sci.* 2009; 3; 1156-1159.

Zinn R. A., Adam C. F. and Tamayo M. S. Interaction of feed intake level on comparative ruminal and total tract digestion of dry-rolled and steam-flaked corn. *J. Anim. Sci.* 1995; 73; 1239-1245.

Zinn R. A., Alvarez E. G., Montano M. and Salinas-Chavira J. Influence of dry-rolling and tempering agent addition during the steam-flaking of sorghum grain on its feeding value for feedlot cattle. *J. Anim. Sci.* 2008; 86; 916-922.

Zinn R.A., and Owens F.N. A rapid procedure for purine measurement and its use for estimating net ruminal protein synthesis. *Can. J. Anim. Sci.* 1986; 66; 157-166.

Zinn, R. A., and A. Plascencia. Interaction of whole cottonseed and supplemental fat on digestive function in cattle. *J. Anim. Sci.* 1993. 71:11–17.

Zinn R.A., Owens F.N. and Ware R.A. Flaking corn: Processing mechanics, quality standards, and impacts on energy availability and performance of feedlot cattle. *J. Anim. Sci.* 2002; 80; 1145-1156.

Zinn, R. A. Influence of lasalocid and monensin plus tylosin on comparative feeding value of steam-flaked versus dry-rolled corn in diets for feedlot cattle. *J. Anim. Sci.* 1987; 65; 256-266.

Zinn, R. A. Comparative feeding value of steam-flaked corn and sorghum in finishing diets supplemented with or without sodium bicarbonate. *J. Anim. Sci.* 1991; 69; 905-916.

Zinn, R. A. Influence of processing on the feeding value of barley for feedlot cattle. *J. Anim. Sci.* 1993a; 71; 3-10.

Zinn, R. A. Influence of processing on the feeding value of oats for feedlot cattle. *J. Anim. Sci.* 1993b; 71; 2303-2309.

Zinn, R. A., and J. L. Borques. Influence of sodium bicarbonate and monensin on utilization of a fat-supplemented, high-energy growing-finishing diet by feedlot steers. *J. Anim. Sci.* 1993; 71; 18-25.

Zinn, R.A. Influence of flake density on the comparative feeding value of steam-flaked corn for feedlot cattle. *J. Anim. Sci.* 1990; 68; 767-775.