DOI: 10.22319/rmcp.v17i3.7010
Vol. 17(3) | 2026 | e1737010

https://cienciaspecuarias.inifap.gob.mx/

Efecto de la adición de dos levaduras a una dieta sin antibióticos sobre algunos aspectos de la función digestiva en lechones recién destetados

Reis de Souza, Tércia Cesária[a]

Bautista Marín, Samantha Elizabeth[a]

Escobar García, Konisgmar[a]

Gómez Soto, José Guadalupe[a]

Mariscal-Landín, Gerardo[b]*

[a]Universidad Autónoma de Querétaro. Facultad de Ciencias Naturales. Maestría en Salud y Producción Animal Sustentable. Av. de las Ciencias s/n. Querétaro, Querétaro, México.

[b] Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). Centro Nacional de Investigación Disciplinaria en Fisiología y Mejoramiento Animal. Ajuchitlán, Querétaro, México.

Autor de correspondencia: mariscal.gerardo@inifap.gob.mx

Resumen

Se utilizaron 40 lechones Fertilis 20×G Performance de 19.8 ± 1.56 días de edad, con 6.5 ± 0.80 kg de peso, distribuidos entre cuatro dietas: basal sin antibiótico (C-), y basal con antibiótico (Ab), o *S. cerevisiae* (Sc) o *S. boulardii* (Sb). Al día 14 posdestete se sacrificaron cinco cerdos por dieta para medir el peso de los órganos digestivos, la actividad de enzimas pancreáticas, el pH de los contenidos gastrointestinales y la concentración de ácidos grasos volátiles (AGV) en el colon. El peso relativo de los órganos y el pH de los contenidos del estómago, yeyuno e íleon no varió entre los lechones; el pH de los contenidos de ciego y colon fue más ácido en los animales de las dietas Sc, Sb y C-. La actividad específica de las enzimas no mostró diferencias entre lechones. La actividad total de tripsina y quimotripsina no difirió entre animales, pero la actividad de la amilasa fue mayor en los lechones de la dieta C-; intermedia en los de Ab y menor en los demás. Las dos levaduras mostraron una alta capacidad fermentativa y acidificante del intestino grueso. El consumo de *S. boulardii* provocó la mayor producción de AGV totales y no ramificados. Los animales de la dieta C- tuvieron la mayor producción de AGV ramificados. Se concluye que *S. cerevisiae* o *S. boulardii* tuvieron efectos similares sobre la mayoría de las variables estudiadas, pero el perfil de fermentación fue distinto, mostrando ventajas para *S. boulardii* en la producción de los AGV no ramificados.

Palabras clave: *S. cerevisiae* y *S. boulardii*; Probiótico; Cerdos; Destete; Actividad enzimática; Ácidos grasos volátiles

Recibido: 10 de Diciembre de 2025

Aceptado: 14 de Mayo de 2026

Publicado: 07 de Septiembre de 2026

Introducción

Los antibióticos se han suplementado en las dietas a niveles sub-terapéuticos como promotores de crecimiento de los animales, para corregir los problemas del tracto gastrointestinal (TGI) y reducir la incidencia de diarrea por casi 70 años; sin embargo, en los últimos años, existe un gran interés en eliminar o minimizar su uso, debido a que estos pueden incrementar el número de cepas bacterianas resistentes, así como transferir resistencia cruzada a otros microorganismos, con implicaciones negativas para la salud humana y animal[1]. Por otro lado, la creciente demanda de productos orgánicos ha obligado a los expertos en nutrición animal a buscar sustitutos naturales que incluyan plantas medicinales y microorganismos benéficos. La industria pecuaria productora de alimentos cuenta con una amplia gama de productos "bioactivos" alternativos a los antibióticos incluyendo prebióticos, probióticos y aditivos de ácidos orgánicos que contribuyen en gran medida a la integridad del epitelio intestinal y modulan el sistema inmunitario de los animales[2]. Existe una tendencia creciente a la utilización de aditivos inocuos, como alimentos funcionales y nutraceúticos[3].

Los probióticos son considerados una buena alternativa para reemplazar los antibióticos[4-6]. La levadura *Saccharomyces cerevisiae (S. cerevisiae)* ha sido empleada como probiótico en las dietas de los animales para disminuir el uso de antibióticos promotores de crecimiento, debido a sus efectos positivos sobre los indicadores productivos, microbiota intestinal y salud[7]. También se han observado efectos benéficos de la adición de *Saccharomyces boulardii (S. boulardii),* en dietas para lechones destetados sobre la estimulación del sistema inmunológico de forma diferenciada de la *S. cerevisiae*[8]. La especie *Boulardii*[9] es efectiva contra bacterias patógenas, disminuye la inflamación causada por enfermedades en el TGI[8] y promueve la salud intestinal en los lechones[10]. Su actividad probiótica se ha dilucidado como una conjunción de múltiples vías, que abarcan desde la mejora de la función de la barrera intestinal, la exclusión competitiva de patógenos, la producción de péptidos antimicrobianos, la modulación inmunitaria y los efectos tróficos[11].

La *S. boulardii* es una cepa de levadura tropical muy semejante a la *S. cerevisiae,* pero distinta en muchas de sus características taxonómicas, metabólicas y genéticas[12]. *S. boulardii* es genéticamente similar a la levadura *S. cerevisiae*, y su clasificación como especie distinta o variante de *S. cerevisiae* ha sido ampliamente debatida[11]. La pregunta que se postula en el presente trabajo es sí al ser adicionadas en dietas iniciadoras sin antibióticos, las diferencias entre las dos levaduras afectan algunas características morfofisiológicas de los lechones recién destetados. Por lo tanto, el objetivo del presente trabajo fue evaluar sí el tipo de *Sacharomices* adicionada a una dieta sin antibióticos para lechones recién destetados afecta de manera diferenciada el peso de los órganos digestivos, la actividad de las enzimas pancreáticas amilasa, tripsina y quimotripsina, el pH de los contenidos gastrointestinales y la concentración de ácidos grasos volátiles en el colon.

Material y métodos

La parte experimental se llevó a cabo en la granja porcina experimental del CENID-Fisiología del INIFAP, ubicada en Colón, Querétaro, México. La actividad enzimática y el perfil de ácidos grasos volátiles se determinaron en el laboratorio de Nutrición Animal de la FCN de la Universidad Autónoma de Querétaro, México.

El protocolo fue revisado y aprobado por el Comité de Bioética de la FCN de la Universidad Autónoma de Querétaro (78FCN2017). El experimento se desarrolló siguiendo los lineamientos de la Norma Oficial Mexicana para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio[13], también los lineamientos de la Norma Oficial Mexicana sobre los métodos para sacrificar a los animales domésticos y silvestres[14]; así como los lineamientos de International Guiding Principles for Biomedical Research Involving Animals[15].

Animales, dieta y tratamientos experimentales

Un total de 40 lechones Fertilis 20×G Performance (Genetiporc®, PIC México) de 19.8 ± 1.56 días de edad, con 6.5 ± 0.80 kg de peso, se utilizaron durante dos semanas, según un diseño completamente al azar con 4 tratamientos, 10 repeticiones por tratamiento, donde cada lechón fue una unidad experimental.

La dieta base se consideró control negativo (C-) por no contener ni levadura ni antibiótico (Cuadro 1). A la dieta base, a expensas del maíz, se le adicionaron 0.8 % de *S. cerevisiae* (Yea-Sacc strain 1026, Alltech, EUA), o 0.1 % de *S. boulardii* (Levucell SB, CNCM I-1 079, Lallemand Animal Nutrition, Canadá), o 0.05 % de un antibiótico (LincoSpectin: 2.2 g lincomicina, 2.2 g espectinomicina, Zoetis, EUA); para constituir las tres otras dietas experimentales (Sc, Sb y Ab, respectivamente). Las dietas fueron iso-proteicas e iso-energéticas y se formularon para cubrir los requerimientos nutricionales de los lechones recién destetados[16]. Se determinó la materia seca y la proteína cruda[17], fibra detergente neutro[18] y energía metabolizable[19]) de la dieta basal.

Cuadro 1. Ingredientes y composición química de la dieta basal (C-), porcentaje en base al alimento ofrecido

Ingredientes	%	Composición química	
Maíz	47.00	Materia seca, %£	89.5
Pasta de soya	15.04	Proteína cruda, %£	21.8
HPM *	9.23	Fibra detergente neutro, %£	12.3
Suero de leche	24.70	Energía metabolizable, kcal·kg^{-1}ü	3,300
Aceite de maíz	1.49		
Lisina	0.25		
Aminogut **	0.80		
Treonina	0.10		
Triptófano	0.05		
FD ***	0.90		
Vitaminas †	0.08		
Minerales ϴ	0.12		
Biocolina	0.04		
Gustor §	0.20		

*HPM= harina de pescado Menhaden. ** Aminogut: L-glutamina y ácido L-glutámico (1:1), (Ajinomoto, Japón). *** fosfato dicálcico † vitaminas por kilo de dieta: vitamina A 10,200 UI; vitamina D 1,980 UI; vitamina E 60 UI; Vitamina K 1.20 mg; colina 967 mg; niacina 36 mg; pantotenato 17 mg; riboflavina 7.2 mg; vitamina B12 38 µg; tiamina 0.3 mg; piridoxina 0.31 mg; biotina 0.08 mg; folato 0.75 mg. ϴ Minerales por kg de dieta: cobre 14.4 mg; yodo 800 mg; hierro 105 mg; manganeso 36 mg; selenio 0.3 mg; zinc 144 mg. § Gustor: butirato de sodio (Norel, España). £Valor analizado. üValor calculado.

El experimento se desarrolló bajo condiciones de temperatura controlada (30 y 28 ± 2 ºC durante la primera y segunda semana posdestete, respectivamente). Los cerdos se alojaron en una jaula colectiva de 38 cm de altura, 115 cm de ancho y 150 cm de largo, con piso de rejilla. Los lechones tuvieron acceso *ad-libitum* al agua a través de un bebedero tipo chupón en cada jaula y al alimento en un comedero tipo tolva con seis bocas.

Al día 14 de experimentación se sacrificaron cinco cerdos por tratamiento[14]. Antes del sacrificio los cerdos se mantuvieron en ayuno por aproximadamente 8 h, con acceso *ad libitum* al agua. Los animales primeramente se tranquilizaron con azaperona (Sural®) 20 mg/kg de peso, una vez obtenidas las muestras biológicas, los lechones se sacrificaron con una sobredosis de pentobarbital sódico (Pentotal®).

Se procedió con la apertura de la cavidad abdominal para extraer los órganos digestivos (estómago, hígado, páncreas, intestino delgado y grueso) y medición del pH de los contenidos estomacales e intestinales utilizando un potenciómetro (HANNA® Instruments Mexico) previamente calibrado. El

páncreas se cortó en dos porciones, sobre una superficie fría y se guardaron a -40 °C hasta la determinación de la actividad de las enzimas amilasa, tripsina y quimotripsina pancreática.

La determinación de la actividad de la amilasa pancreática (UI/mg de proteína) se determinó según Métais[20]. La actividad de la tripsina (UI/mg de proteína) se determinó según Reboud *et al*[21]. La actividad de la quimotripsina (UI/mg de proteína) se determinó según Bergmeyer[22]. El contenido de proteína total del páncreas se determinó mediante la técnica de Lowry[23]. La actividad específica de cada enzima (UI/mg proteína) se obtuvo dividiendo la actividad total de la enzima (UI/g páncreas) entre la concentración total de proteína del páncreas (mg de proteína/g páncreas). La unidad internacional (UI) se define como la cantidad de enzima que cataliza la conversión de un micromol de sustrato por minuto. Las muestras colectadas del contenido del colon se congelaron a -40 °C para la determinación de los ácidos grasos volátiles (AGV) mediante cromatografía de gases en un equipo marca Agilent modelo 6850 según Roberts *et al*[24].

Análisis estadísticos

Los datos de peso relativo de los órganos digestivos, del pH, de la actividad enzimática y de la concentración de AGV se analizaron mediante análisis de varianza (ANOVA) de clasificación simple para un diseño completamente aleatorizado, previa verificación de la normalidad de los datos por la prueba de Shapiro-Wilks (modificado) y para la uniformidad de la varianza la prueba de bondad de ajuste de Kolmogorov-Smirnov. Se empleó la prueba de Duncan[25] utilizando el software estadístico SPSS versión 23. Para todas las pruebas la unidad experimental fue el lechón.

Resultados

El peso relativo de los órganos digestivos y el pH de los contenidos del estómago, yeyuno e íleon (Cuadro 2) no varió entre los lechones que consumieron las diferentes dietas. Sin embargo, el pH de los contenidos del ciego y colon de los animales de la dieta con antibiótico (Ab) fue menos ácido, mientras que los animales de las dietas con levaduras al igual que los del control negativo (C-) tuvieron los contenidos de ciego ($P<0.001$) y colon ($P<0.01$) más ácidos.

Cuadro 2. Efecto del consumo de las dietas experimentales sobre el peso al sacrificio y las características morfofisiológicos del tracto gastrointestinal de los lechones

	Dietas					
Variables	**Ab**	**Sc**	**Sb**	**C-**	***P*-valor**	**EEM**
PV, kg	8.860 [a]	7.200 [b]	7.480 [b]	7.380 [b]	0.015	0.176
Peso relativo, g/kg PV:						
Páncreas	1.9	1.9	1.9	2.1	0.393	0.09
Estómago	8.6	8.7	9.4	8.6	0.621	0.25
Hígado	28	31	31	28	0.246	0.76
Intestino delgado	62	61	56	55	0.242	1.54
Intestino grueso	18.6	19.2	18.8	20.7	0.455	0.48
pH del contenido:						
Estómago	3.6	3.1	3.2	2.4	0.128	0.168
Yeyuno	7.0	6.6	6.8	6.7	0.160	0.065
Íleon	6.7	6.4	6.5	6.9	0.374	0.113
Ciego	6.3 [a]	5.3 [b]	5.6 [b]	5.7 [b]	0.0002	0.053
Colon	6.4 [a]	5.6 [b]	6.0 [b]	6.0 [b]	0.003	0.061
AE (UI/mg de proteina):						
Amilasa	1,059	792	967	1,244	0.153	66.5
Tripsina	117	150	156	112	0.112	7.4
Quimotripsina	256	337	408	253	0.255	30.3
AT (UI/g de pancreas):						
Amilasa	120.684 [ab]	73.573 [b]	91.217 [b]	150.547 [a]	0.044	9.197
Tripsina	13.156	13.954	13.257	12.441	0.514	347
Quimotripsina	28.679	31.121	35.579	29.931	0.745	2.335

PV= peso vivo; AT= actividad total; AE= actividad específica; UI= unidades internacionales.
[ab] Medias con letras diferentes en la misma fila difieren significativamente.

La actividad específica (AE) de la amilasa pancreática no difirió entre los animales; sin embargo, tendió (*P*=0.153) a ser más baja en los animales que consumieron las levaduras, especialmente la *S. cerevisiae* (Cuadro 2). La actividad total (AT) de la amilasa pancreática fue mayor en los animales de la dieta C-; intermedia en los de Ab, y menor en los que consumieron las levaduras (*P*=0.044).

Las actividades total y específica de la tripsina y quimotripsina pancreática fueron similares entre los animales de las diferentes dietas, sin embargo, la actividad específica de la tripsina tendió a ser mayor (*P*=0.112) en los animales que consumieron las dietas con levaduras (Cuadro 2).

La concentración de AGV en colon difirió entre los lechones que consumieron las distintas dietas (Cuadro 3). Los animales de la dieta Sb tuvieron la mayor (*P*<0.0001) producción total de AGV (AGVT), seguida por los de Sc, C- y Ab.

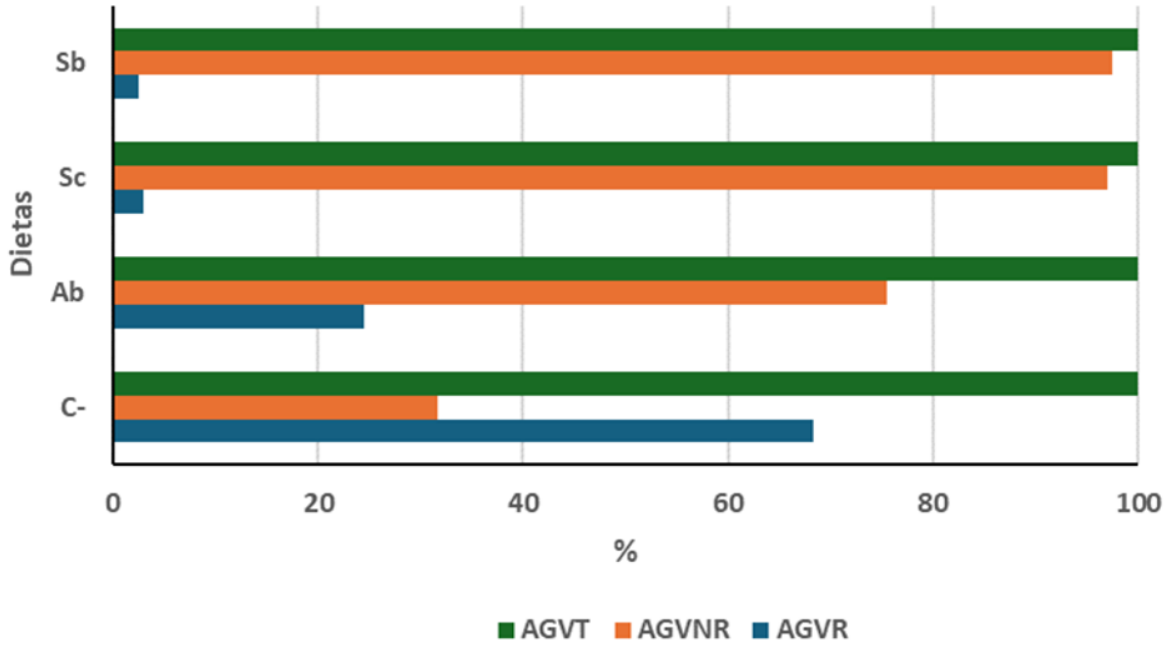
Cuadro 3. Perfil de ácidos grasos volátiles en el contenido del colon de lechones, a los 14 días posdestete

	Dietas					
AGV (µmol/g)	**Ab**	**Sc**	**Sb**	**C-**	***P*-valor**	**EEM**
Acético	33.2 ^{c}	113.4 ^{b}	171.8 ^{a}	26.5 ^{d}	0.0001	0.15
Propiónico	10.5 ^{d}	37.7 ^{b}	63.1 ^{a}	14.3 ^{c}	0.0001	0.41
Butírico	13.5 ^{d}	40.8 ^{b}	73.6 ^{a}	14.5 ^{c}	0.0001	0.03
Valérico	5.4 ^{b}	1.5 ^{d}	2.4 ^{c}	12.8 ^{a}	0.0001	0.02
Isobutírico	7.4 ^{b}	2.7 ^{d}	3.4 ^{c}	81.1 ^{a}	0.0001	0.07
Isovalérico	6.5 ^{b}	2.2 ^{d}	2.7 ^{c}	51.2 ^{a}	0.0001	0.03
Isocaproico	6.5 ^{b}	0.9 ^{d}	1.7 ^{c}	14.1 ^{a}	0.0001	0.04
AGVNR	62.7 ^{d}	193.4 ^{b}	310.9 ^{a}	68.0 ^{c}	0.0001	0.46
AGVR	20.3 ^{b}	5.9 ^{d}	7.8 ^{c}	146.4 ^{a}	0.0001	0.09
AGVT	83.0 ^{d}	199.3 ^{c}	318.7 ^{a}	214.4 ^{b}	0.0001	0.47

AGVNR= ácidos grasos volátiles no ramificados; AGVR= ácidos grasos volátiles ramificados; AGVT= ácidos grasos volátiles totales.
^{ab} Medias con letras diferentes en la misma fila difieren significativamente.

La concentración de AGVNR fue mayor en los lechones de Sb y de Sc (98 y 97 %, respectivamente), seguidos de Ab (76 %) y C- (68 %). Los AGVR fueron producidos en cantidades mínimas en los lechones de Sb y Sc (2 y 3 %, respectivamente) y en mayor concentración en los lechones de Ab y C- (24 y 32 %, respectivamente) (Figura 1).

Figura 1. Composición porcentual de AGV presentes en el contenido de colon



Los AGVNR más abundantes en el colon de los lechones de todas las dietas fueron el ácido acético, seguido del butírico y del propiónico (Cuadro 3). En los lechones alimentados con la dieta Sb mostraron una gran capacidad de producción de ácido acético (P<0.0001) con relación a los demás. Las concentraciones de los ácidos butírico y propiónico siguieron a la del acético y también fueron más abundantes en los animales que consumieron las dos levaduras, siendo más abundantes en los animales de Sb con relación a los de Sc (P<0.0001). La concentración del ácido valérico fue mayor (P<0.0001) en los animales de C- que no recibieron ni antibiótico ni levaduras en sus dietas y fue muy baja en los demás animales de Sc y Sb.

Con relación a los AGVR, el de mayor concentración fue el ácido isobutírico, seguido del isovalérico e isocaproico. Los animales que consumieron antibiótico (Ab) o levaduras en sus dietas produjeron menores cantidades de estos ácidos grasos volátiles que los del C- (P<0.0001), mientras que, en los animales de las dietas con levaduras, sobre todo Sc, se observaron cantidades mínimas de AGVR con relación a los demás (Cuadro 3).

Discusión

El mayor peso a los 14 días posdestete observado en los lechones alimentados con la dieta con antibiótico (Ab), corroboró su eficiencia como promotor del crecimiento, lo que ya es conocido desde 1950[26]. En muchos estudios los resultados del comportamiento zootécnico de animales que consumieron antibióticos comparado con compuestos alternativos son superiores. Desafortunadamente, la gran mayoría de estos compuestos producen resultados inconsistentes y rara vez igualan la eficacia de los antibióticos, mostrando que aún no existe una alternativa perfecta a ellos[27].

Sin embargo, el beneficio observado sobre el peso corporal en los lechones de Ab no se vio trasladado al peso relativo de los órganos digestivos en la etapa posdestete. El peso de los órganos digestivos no se asoció a la presencia o ausencia de antibiótico en la dieta, así como la suplementación con las levaduras. Sin embargo, este resultado sugiere que las dietas no ejercieron efectos negativos en el desarrollo de los órganos viscerales. Otros autores[10,28] tampoco observaron efecto de la dieta consumida sobre el peso de los órganos digestivos, sugiriendo que los efectos negativos del destete no afectan el peso de los órganos digestivos, y que la utilización de los nutrimentos de la dieta en un periodo de gran estrés, como lo es la etapa del destete, tiene como preferencia mantener el tamaño de los órganos digestivos a expensas del crecimiento de otros tejidos[29]. El desarrollo de las vísceras está relacionado con el peso y la edad de los lechones[30].

Es interesante resaltar que algunas de las variables estudiadas mostraron una respuesta positiva por el uso de las levaduras, y en otras no se detectaron beneficios ni efectos negativos. También se observa que la respuesta de estas variables no es homogénea entre las dos levaduras. Respuestas variables entre las dos levaduras también fueron observadas por otros autores[8] los cuales reportan que *S. boulardii* controló la inflamación y preservó la mucosa intestinal más eficientemente que la *S. cerevisiae*. Las diferencias en las repuestas al uso de las levaduras, probablemente puede ser explicado por las diferencias genéticas existentes entre ellas. El genoma de *S. boulardii* es muy similar al de *S. cerevisiae,* sin embargo, *S. boulardii* tiene ciertas características específicas que difieren significativamente de *S. cerevisiae,* tanto a nivel genómico como fisiológico[11,31].

Estas diferencias genéticas podrían explicar las variaciones en las respuestas fisiológicas observadas entre los animales que consumieron las dos levaduras en su alimento en el presente trabajo. En el caso de las enzimas digestivas estudiadas, no se encontraron reportes sobre beneficios del uso de levaduras vivas sobre la actividad enzimática del páncreas de lechones recién destetados y estadísticamente las acciones de las dos levaduras tuvieron un efecto similar entre ellas. Sin embargo, desde el punto de vista biológico, la variación en la actividad enzimática del páncreas entre los animales de los cuatro grupos de dietas observadas en el presente trabajo podría estar ligada a la variación del consumo de alimento entre los lechones que se observa en esta fase posdestete[32,33] provocando una mayor o menor presencia de sustrato en la luz intestinal y, por ende, podría tener un significado en la digestión de los carbohidratos y proteínas dietéticas. Los presentes resultados sugieren que hubo una modulación diferenciada de la actividad de la amilasa pancreática, pues a pesar de la similitud numérica de la actividad específica de esta enzima entre los grupos que recibieron las dos levaduras en sus dietas, el consumo de *S. cerevisiae* fue menos eficiente en su estimulación. En el caso de la actividad de las proteasas, se observa una mayor estimulación del páncreas de forma similar en los dos grupos que consumieron ambas levaduras, pero con una mayor magnitud que los lechones de las dietas con o sin antibióticos; sin embargo, esta aseveración deberá ser comprobada.

Las levaduras no tienen la capacidad de colonizar el TGI[11] y su recuperación en las heces no es del 100 %[34], lo que sugiere que durante su paso por el TGI se mueren pudiendo ser utilizadas sus paredes celulares como sustratos para los microorganismos existentes en el ambiente, y por ende funcionar como prebiótico[35]. Uno de los mecanismos de acción de los prebióticos es la estimulación de las secreciones exocrinas y endocrinas del páncreas[36]. Con esto, probablemente se puede explicar la tendencia observada en el caso de la mayor actividad de tripsina y quizás de la quimotripsina; pero se contradice con la menor actividad de la amilasa en los animales que consumieron las dietas suplementadas con las levaduras.

Más estudios se requieren para verificar esta aseveración, pues en la literatura no se encontraron trabajos que relacionen la actividad enzimática pancreática con la adición de las levaduras *S. cerevisiae* y/o *S. boulardii* en la dieta de lechones, como se ha visto en otras especies animales. En peces se observó un incremento de la actividad de la amilasa pancreática en larvas alimentadas con *S. cerevisiae*[37]. Estos autores relacionan esta mejora con las poliaminas (espermidina y espermina) que están presentes en las levaduras. Se sabe que estas poliaminas tienen un efecto trófico sobre la mucosa intestinal de lechones y son importantes para la maduración del sistema digestivo, la expresión de enzimas del borde de cepillo y los mecanismos de transporte de membrana[38]. En humanos[39] se menciona que la *S. boulardii* sintetiza y secreta poliaminas que desempeñan un papel en la proliferación y diferenciación celular. En un estudio realizado con ratas lactantes tratadas con espermina[40] se reporta que la actividad de la amilasa, tripsina y quimotripsina se incrementó significativamente, debido a que pudo inducir una maduración bioquímica y morfológica precoz del páncreas exocrino. Las poliaminas de las levaduras utilizadas en el presente estudio también podrían haber influido en la actividad de las proteasas pancreáticas, lo que deberá ser comprobado.

Los fragmentos de proteínas y carbohidratos dietéticos no digeridos y de origen endógeno que llegan al intestino grueso son fermentados por las enzimas de origen microbiano generando diferentes productos, entre ellos los AGV[41]. Los ácidos acético, butírico y propiónico son ácidos grasos de cadena corta no ramificada, que son producidos en el intestino grueso de los mamíferos por bacterias de los géneros *Clostridium, Eubacterium* o *Fusobacterium*, mediante la fermentación de carbohidratos no digeridos[42]. La concentración de los AGV influye en el pH del contenido del intestino grueso[43]. Los resultados del presente trabajo muestran que la dieta consumida jugó un papel importante, demostrando la capacidad de acidificación del medio intestinal por las levaduras, lo que muy probablemente se relaciona con el perfil de fermentación y el incremento de los AGVNR[44]. El aumento de las concentraciones de estos AGV en los tratamientos con *S. cerevisiae* y *S. boulardii*, pudo influir en el pH del colon.

Los productos de la fermentación en el colon de los lechones encontrados en el presente trabajo son un indicador de que las dos levaduras provocan respuestas diferenciadas en la utilización de estos sustratos. Los animales alimentados con la dieta adicionada con *S. boulardii* mostraron una mayor capacidad fermentativa que los de *S. cerevisiae,* sobre todo para la formación de AGVNR, corroborando lo encontrado por otros autores[31]. La concentración de los AGV producidos por la fermentación microbiana en colon en el presente trabajo, muestra que la suplementación con las levaduras produjo un perfil más deseable para la salud del epitelio colónico debido a la relación AGVNR/AGVR. Los AGVNR sirven como una importante fuente de energía para la pared intestinal y proporcionan aproximadamente la mitad del requerimiento energético diario de los colonocitos en humanos[42,45,46]. Además de su importante aporte enérgico, el ácido butírico presenta beneficios para la salud regulando la expresión de genes en los colonocitos y exhibiendo propiedades inmunomoduladoras y antiinflamatorias[46].

La mayor proporción de AGVNR en comparación con AGVR observadas en el presente trabajo con el consumo de las levaduras sugiere un mejor perfil de AGV en los animales que consumieron las levaduras que en los lechones de Ab y C- en los cuales se observó una mayor cantidad de AGVR en relación con AGVNR. Sin embargo, en otro estudio[47] se observó en lechones que consumieron una dieta similar al C- un 98 % de producción de AGVNR y 2 % de AGVR.

Se presentan otros beneficios causados por los AGVNR al organismo animal[41]. El ácido acético se transporta desde el colon a través de la sangre hasta el hígado, donde se utiliza hasta en un 70 %. Es una fuente de energía para los hepatocitos, pero también es necesario para la formación de colesterol y ácidos grasos de cadena larga. El 30 % restante del ácido acético se metaboliza en las células musculares, cardíacas y renales. El ácido propiónico es el principal precursor de la glucogénesis en el hígado y es necesario para la producción de energía en el organismo.

Los AGVR tienen efectos nocivos sobre las células epiteliales de la mucosa intestinal[48]. Los ácidos grasos isobutírico e isovalérico, inducen apoptosis en las células del epitelio intestinal[49], además pueden afectar el intercambio de iones en el colon y actúan como reguladores en la absorción de iones sodio en el colon[50].

El incremento de los ácidos AGVNR en los animales Sb probablemente fue debido a la presencia de β-glucanos, manano-proteínas y quitina en la pared celular de *S. boulardii*[51], los cuales sirven como excelentes sustratos para la fermentación microbiana[52] una vez que las levaduras se mueren en el intestino. Ambas levaduras presentan β-glucanos en su pared celular, sin embargo, ésta es más gruesa en *S. boulardii* que en *S. cerevisiae*. Los β-glucanos de la pared celular de la *S. cerevisiae* son más complejos e insolubles en agua[53] y probablemente debido a esta mayor complejidad estructural e insolubilidad de la pared celular de la *S. cerevisiae* provoquen una menor fermentación bacteriana, explicando porque los animales que consumieron esta levadura en su dieta tuvieron una menor concentración de AGV Totales en relación con los de *S. boulardii*.

Los antibióticos pueden eliminar las bacterias dañinas en el intestino, lo que reduce la presencia de marcadores de inflamación[8] y restaura la función de la barrera intestinal[10]. Sin embargo, el efecto secundario negativo del uso de antibióticos en los alimentos en el microbioma intestinal es la reducción de la diversidad bacteriana intestinal[28] y la destrucción de las bacterias beneficiosas debido a la selectividad limitada y la formación de cepas bacterianas insensibles a uno o incluso varios antibióticos por la resistencia cruzada[27,54].

Entre los diferentes mecanismos de los antibióticos subterapéuticos para mejorar el crecimiento de los lechones está el impacto en el ecosistema microbiano intestinal disminuyendo la presencia de bacterias patógenas[55]. Debido a esta probable disminución de las poblaciones microbianas, los animales que consumieron la dieta con antibióticos presentaron los menores valores de AGVNR y de AGVT, posiblemente, debido a una disminución de la fermentación microbiana por el efecto bacteriostático del antibiótico sobre la microbiota intestinal[56]. Lo que corrobora con otros resultados[57]. Otros autores reportaron que los antibióticos disminuyen la fermentación bacteriana intestinal, modificando el perfil de ácidos grasos de cadena corta[58,59].

Los cambios en el pH de la digesta de ciego y colon y del perfil de fermentación en el colon debido a la dieta consumida observados en el presente trabajo, sugieren modificaciones en el perfil bacteriano. La cantidad y composición de los ácidos grasos volátiles producidos en el intestino grueso depende de la cantidad y constitución de la microbiota residente[60]. Se observó una mejora en la salud intestinal de lechones recién destetados que consumieron una dieta suplementada con *S. boulardii* mediante la promoción del crecimiento de bacterias beneficiosas y sus metabolitos formados durante la fermentación[61].

La posible acción prebiótica de las levaduras muertas en el tracto gastrointestinal puede contribuir al cambio de la microbiota intestinal y su relación con los AGVNR[35]. La suplementación de un hidrolizado de paredes de *S. cerevisiae* en la dieta de los lechones destetados favoreció la tasa de crecimiento y la función inmunitaria y activó el crecimiento bacteriano beneficioso de *Lactobacillus* sp., demostrando su efecto prebiótico[62]. En un modelo de simulación colónica se demostró que la *S. cerevisiae* mejoró la digestibilidad de la materia seca, probablemente por un efecto asociado con un cambio en la población bacteriana y el perfil de fermentación observado[63]. En lechones expuestos a *Salmonella typhimurium*

suplementando la dieta con productos de fermentación de levaduras que contienen compuestos bioactivos, se observó[64] un incremento en la diversidad de la microbiota intestinal, en la abundancia de bacterias productoras de butirato y en las concentraciones de ácidos grasos de cadena corta.

Conclusiones e implicaciones

Las similitudes observadas entre *S. cerevisiae y S. boulardii* para el peso de los órganos digestivos, la actividad enzimática y pH de los contenidos gastrointestinales, muestran la posibilidad de su uso indistinto en las dietas de lechones recién destetados, sin embargo, *S. boulardii* mostró ventajas en el perfil de ácidos grasos volátiles producidos, lo que puede tener un efecto interesante sobre el control de diarreas. Se destaca la acidificación del ambiente colónico y la alta capacidad fermentativa de las dos levaduras. Los resultados obtenidos sugieren que estas levaduras pueden ser nombradas alimentos funcionales con probable uso alternativo a los antibióticos.

Agradecimientos y conflictos de interés

Los autores agradecen a la Universidad Autónoma de Querétaro y al Laboratorio de Nutrición Animal de la Facultad de Ciencias Naturales de la UAQ por el financiamiento otorgado a este proyecto.

Licencia:

Este es un artículo de acceso abierto distribuido bajo los términos de la licencia Creative Commons Atribución-NoComercial-CompartirIgual CC BY-NC-SA 4.0 Internacional.

Literatura citada

1. Xu C, Kong L, Gao H, Cheng X, Wang X. A review of current bacterial resistance to antibiotics in food animals. Front Microbiol 2022;13:822689. DOI: 10.3389/fmicb.2022.822689.

2. Sampath V, Sureshkumar S, Kim IH. The efficacy of yeast supplementation on monogastric animal performance-a short review. Life 2023;13(10):2037. DOI: 10.3390/life13102037.

3. Pandey AK, Kumar P, Saxena MJ. Feed additives in animal health. In: Gupta RC, Srivastava A, Lall R, editors. Nutraceuticals in veterinary medicine. Cham: Springer International Publishing; 2019:345-362. DOI: 10.1007/978-3-030-04624-8_23.

4. Asaduzzaman M, Iehata S, Akter S, Kader MA, Ghosh SK, Khan MNA, *et al*. Effects of host gut-derived probiotic bacteria on gut morphology, microbiota composition and volatile short chain fatty acids production of Malaysian Mahseer *Tor tambroides*. Aquac Rep 2018;9:53-61. DOI: 10.1016/j.aqrep.2017.12.003.

5. Anadón A, Ares I, Martínez-Larrañaga MR, Martínez MA. Prebiotics and probiotics in feed and animal health. In: Gupta RC, Srivastava A, Lall R editors. Nutraceuticals in veterinary medicine. Cham: Springer International Publishing; 2019:261-285. DOI: 10.1007/978-3-030-04624-8_19.

6. Nawab A, Liu W, Li G, Ibtisham F, Fox DP, Zhao Y, *et al*. The potential role of probiotics (nutraceuticals) in gut health of domestic animals; an alternative to antibiotic growth promoters. J Hell Vet Med Soc 2019;69:1169-1188. DOI: 10.12681/jhvms.19600.

7. Zanello G, Meurens F, Berri M, Chevaleyre C, Melo S, Auclair E, *et al*. *Saccharomyces cerevisiae* decreases inflammatory responses induced by F4+ enterotoxigenic *Escherichia coli* in porcine intestinal epithelial cells. Vet Immunol Immunopathol 2011;141(1):133-138. DOI: 10.1016/j.vetimm.2011.01.018.

8. Bautista-Marín S, Escobar-García K, Molina-Aguilar C, Mariscal-Landín G, Aguilera-Barreyro A, Díaz-Muñoz M, *et al*. Antibiotic-free diet supplemented with live yeasts decreases inflammatory markers in the ileum of weaned piglets. S Afr J Anim Sci 2020;50:353-365. DOI: 10.4314/sajas.v50i3.2.

9. Martins FS, Vieira AT, Elian SDA, Arantes RME, Tiago FCP, Sousa LP, *et al*. Inhibition of tissue inflammation and bacterial translocation as one of the protective mechanisms of *Saccharomyces boulardii* against *Salmonella* infection in mice. Microbes Infect 2013;15:270-279. DOI: 10.1016/j.micinf.2012.12.007.

10. Reis de Souza TC, Landín GM, Celis UM, Valeriano TH, Gómez-Soto JG, Briones CN. Supplementation with potato protein concentrate and *Saccharomyces boulardii* to an antibiotic-free diet improves intestinal health in weaned piglets. Animals 2025;15(7). DOI: 10.3390/ani15070985.

11. Pais P, Almeida V, Yılmaz M, Teixeira MC. *Saccharomyces boulardii*: what makes it tick as successful probiotic? J Fungi 2020;6(2). DOI: 10.3390/jof6020078

12. Łukaszewicz M. *Saccharomyces cerevisiae* var. boulardii-Probiotic Yeast. In: Rigobelo EC editor. Probiotics. London, United Kingdom: IntechOpen; 2012. DOI: 10.5772/50105.

13. Diario Oficial de la Federación. Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio. Norma Oficial Mexicana NOM-062-ZOO-1999. Diario Oficial de la Federación 2001 (2 de agosto).

14. Diario Oficial de la Federación. Norma Oficial Mexicana NOM-033-SAG/ZOO-2014, Métodos para dar muerte a los animales domésticos y silvestres. Diario Oficial de la Federación 2015;NOM-033-SAG/ZOO-2014.

15. CIOMS. International guiding principles for biomedical research involving animals. In: Organization WH editor. International guiding principles for biomedical research involving animals. Council for International Organizations of Medical Sciences ed. Geneva; 2012.

16. NRC. Nutrient requirements of swine: Eleventh Rev Ed. Washington, DC: The National Academies Press; 2012.

17. AOAC. Official Methods of Analysis. 17 th. ed. Arlington, VA. USA: Assoc Offic Anal Chem; 2000.

18. van Soest PJ, Robertson JB, Lewis BA. Methods for dietary fiber, neutral detergent fiber, and nonstarch polysaccharides in relation to animal nutrition. J Dairy Sci 1991;74:3583-3597. DOI: 10.3168/jds.S0022-0302(91)78551-2.

19. Bateman JV. Nutrición animal. Manual de métodos analíticos. México: Herrero Hnos. y Sucesores;. 1970.

20. Métais P. Détermination de l'α-amylase par une microtechnique. Ann Biologie Clin (Paris) 1968;26:133-142.

21. Reboud JP, Ben Abdeljlil A, Desnuelle P. Variations de la teneur en ezymes du pancréas de rat en fonction de la composition des régimes. Biochim Biophys Acta 1962;58:326-327.

22. Bergmeyer HU. Methods of enzymatic analysis. 3rd ed. New York: Academic Press; 1974.

23. Lowry OH, Rosebrough NJ, Farr AL, Randall RJ. Protein measurements with the folin phenol reagent. J Biol Chem 1951;193:265-275.

24. Roberts SA, Xin H, Kerr BJ, Russell JR, Bregendahl K. Effects of dietary fiber and reduced crude protein on ammonia emission from laying-hen manure. Poultry Sci 2007;86(8):1625-1632. DOI: 10.1093/ps/86.8.1625.

25. Duncan DB. Multiple Range and Multiple F Tests. Biometrics 1955;11(1):1-42.

26. Sung JY, Deng Z, Kim SW. Antibiotics and opportunities of their alternatives in pig production: mechanisms through modulating intestinal microbiota on intestinal health and growth. Antibiotics 2025;14(3). DOI: 10.3390/antibiotics14030301.

27. Thacker PA. Alternatives to antibiotics as growth promoters for use in swine production: a review. J Anim Sci Biotech 2013;4:35. DOI: 10.1186/2049-1891-4-35.

28. Ji F, Yang H, Wang Q, Li J, Zhou H, Liu S. Porcine intestinal antimicrobial peptide as an in-feed antibiotic alternative improves intestinal digestion and immunity by shaping the gut microbiota in weaned piglets. Anim Nutr 2023;14:43-55. DOI: 10.1016/j.aninu.2023.04.001.

29. Whang KY, McKeith FK, Kim SW, Easter RA. Effect of starter feeding program on growth performance and gains of body components from weaning to market weight in swine. J Anim Sci 2000(78): 2885-2895. DOI: 10.2527/2000.78112885x.

30. Elefson SK, Lu N, Chevalier T, Dierking S, Wang D, Monegue HJ, *et al*. Assessment of visceral organ growth in pigs from birth through 150 kg. J Anim Sci 2021;99(9): DOI: 10.1093/jas/skab249.

31. Czerucka D, Piche T, Rampal P. Review article: yeast as probiotics -*Saccharomyces boulardii*. Aliment Pharmacol Ther 2007;26(6):767-778. DOI: 10.1111/j.1365-2036.2007.03442.x.

32. Engelsmann MN, Nielsen TS, Hedemann MS, Krogh U, Nørgaard JV. Effect of postweaning feed intake on performance, intestinal morphology, and the probability of diarrhoea in piglets. Animal 2023;17(8): 100891. DOI: 10.1016/j.animal.2023.100891.

33. Hooyberghs K, Goethals S, de Mey A, Gorssen W, Meyermans R, Chapard L, *et al*. The impact of post-weaning feeding strategies on feed consumption and body weight variation in pigs. Lives Sci 2025;296:105703. DOI: 10.1016/j.livsci.2025.105703.

34. D'Inca R, Auclair E, Arcangioli M, Bézille P, Alogninouwa T. Kinetic of transit of a *Saccharomyces cerevisiae* probiotic strain along gastrointestinal tract of cannulated healthy pigs ARC J Anim Vet Sci 2015;1:17-26.

35. Patterson R, Rogiewicz A, Kiarie EG, Slominski BA. Yeast derivatives as a source of bioactive components in animal nutrition: A brief review. Front Vet Sci 2023;9-2022. DOI: 10.3389/fvets. 2022.1067383.

36. Suryanarayana M. Influence of a combination of pre and probiotics in swine feeding: A review. J Entomol Zool Stud 2020;8:1526-1530.

37. Tovar D, Zambonino J, Cahu C, Gatesoupe FJ, Vázquez-Juárez RRL. Effect of live yeast incorporation in compound diet on digestive enzyme activity in sea bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae. Aquaculture 2002;204:113-123. DOI: 10.1016/S0044-8486(01)00650-0.

38. Tan B, Xiao D, Wang J, Tan Be. The roles of polyamines in intestinal development and function in piglets. Animals 2024;14(8). DOI: 10.3390/ani14081228.

39. Moré MI, Vandenplas Y. *Saccharomyces boulardii* CNCM I-745 improves intestinal enzyme function: A trophic effects review. Clin Med Insights Gastroenterol 2018;11:11-14. DOI: 10.1177/1179552217752679.

40. Romain N, Gesell MS, Leroy O, Forget P, Dandrifosse G, Luk GD. Effect of spermine administration on pancreatic maturation in unweaned rats. Comp Biochem Physiol A Mol Integr Physiol 1998;120(2): 379-384. DOI: 10.1016/S1095-6433(98)10040-5.

41. Blachier F, Andriamihaja M, Kong X-F. Fate of undigested proteins in the pig large intestine: What impact on the colon epithelium? Anim Nutr 2022;9:110-118. DOI: 10.1016/j.aninu.2021.08.001.

42. Nowak P, Zaworska-Zakrzewska A, Frankiewicz A, Kasprowicz-Potocka M. The effects and mechanisms of acids on the health of piglets and weaners - a review. Ann Anim Sci 2021;21(2):433-455. DOI: 10.2478/aoas-2020-0088.

43. Choudhury R, Middelkoop A, de Souza JG, van Veen LA, Gerrits WJJ, Kemp B, *et al*. Impact of early-life feeding on local intestinal microbiota and digestive system development in piglets. Sci Rep 2021;11(1):4213. DOI: 10.1038/s41598-021-83756-2.

44. Taciak M, Pastuszewska B, Túnio A, Świech E. Effects of two protein and fibre sources on SCFA concentration in pig large intestine. Livest Sci 2010;133:138-140. DOI: 10.1016/j.livsci.2010.06.046.

45. Marchesi JR, Adams DH, Fava F, Hermes GDA, Hirschfield GM, Hold G, *et al*. The gut microbiota and host health: A new clinical frontier. Gut 2016;65:330-339. DOI: 10.1136/gutjnl-2015-309990.

46. Sasso JM, Ammar RM, Tenchov R, Lemmel S, Kelber O, Grieswelle M, *et al*. Gut microbiome-brain alliance: a landscape view into mental and gastrointestinal health and disorders. ACS Chem Neurosci 2023;14(10):1717-1763. DOI: 10.1021/acschemneuro.3c00127.

47. Escobar-García K, Reis de Souza TC, Díaz-Muñoz M, Bautista Marín SE. Dietary level of potato protein concentrate and its effect on cytokine and volatile fatty acid intestinal concentration in weaned piglets. Rev Mex Cien Pecu 2025;16(1):1-15. DOI: 10.22319/rmcp.v16i1.6733.

48. Verbeke KA, Boobis AR, Chiodini A, Edwards CA, Franck A, Kleerebezem M, *et al*. Towards microbial fermentation metabolites as markers for health benefits of prebiotics. Nutr Res Reviews 2015;28:42-66. DOI: 10.1017/S0954422415000037.

49. Sakurazawa T, Ohkusa T. Cytotoxicity of organic acids produced by anaerobic intestinal bacteria on cultured epithelial cells. J Gastroenterol 2005;40(6):600-609. DOI: 10.1007/s00535-005-1594-z.

50. Blachier F, Mariotti F, Huneau JF, Tomé D. Effects of amino acid-derived luminal metabolites on the colonic epithelium and physiopathological consequences. Amino Acids 2007;33(4):547-562. DOI: 10.1007/s00726-006-0477-9.

51. Hudson LE, McDermott CD, Stewart TP, Hudson WH, Rios D, Fasken MB, *et al*. Characterization of the probiotic yeast *Saccharomyces boulardii* in the healthy mucosal immune system. PLoS One 2016;11:e0153351.

52. Moré MI, Swidsinski A. Saccharomyces boulardii CNCM I-745 supports regeneration of the intestinal microbiota after diarrheic dysbiosis-a review. Clin Exp Gastroenterol 2015;8:237-255. DOI: 10.2147/CEG.S85574.

53. Sweeney T, Collins CB, Reilly P, Pierce KM, Ryan M, O'Doherty JV. Effect of purified β-glucans derived from *Laminaria digitata*, *Laminaria hyperborea* and *Saccharomyces cerevisiae* on piglet performance, selected bacterial populations, volatile fatty acids and pro-inflammatory cytokines in the gastrointestinal tract of pigs. Br J Nutr 2012;108(7):1226-1234. DOI: 10.1017/S0007114511006751.

54. Li J. Current status and prospects for in-feed antibiotics in the different stages of pork production - A review. Asian-Australas J Anim Sci 2017;30(12):1667-1673. DOI: 10.5713/ajas.17.0418.

55. Fouhse JM, Zijlstra RT, Willing BP. The role of gut microbiota in the health and disease of pigs. Anim Front 2016;6(3):30-36. DOI: 10.2527/af.2016-0031.

56. Becattini S, Taur Y, Pamer EG. Antibiotic-induced changes in the intestinal microbiota and disease. Trends Mol Med 2016;22(6):458-478. DOI: 10.1016/j.molmed.2016.04.003.

57. Escobar GK, Reis de Souza TC, Mariscal-Landín G, Aguilera BA, Bernal SMG, Gómez SJG. Microbial fermentation patterns, diarrhea incidence, and performance in weaned piglets fed a low protein diet supplemented with probiotics. Food Nutr Sci 2014;5:1776-1786. DOI: 10.4236/fns.2014.518191.

58. Crossland WL, Tedeschi LO, Callaway TR, Miller MD, Smith WB, Cravey M. Effects of rotating antibiotic and ionophore feed additives on volatile fatty acid production, potential for methane production, and microbial populations of steers consuming a moderate-forage diet. J Anim Sci 2017;95(10):4554-4567. DOI: 10.2527/jas2017.1665.

59. Cao GT, Zhan XA, Zhang LL, Zeng XF, Chen AG, Yang CM. Effects of dietary *Bacillus amyloliquefaciens* on mucosal immunity, cecal volatile fatty acids and microbial diversity in broiler chickens. Indian J Anim Res 2019;53:77-83. DOI: 10.18805/ijar.B-821.

60. Macfarlane S, Macfarlane GT. Regulation of short-chain fatty acid production. Proc Nutr Soc 2003;62(1):67-72. DOI: 10.1079/PNS2002207.

61. Zhang W, Bao C, Wang J, Zang J, Cao Y. Administration of *Saccharomyces boulardii* mafic-1701 improves feed conversion ratio, promotes antioxidant capacity, alleviates intestinal inflammation and modulates gut microbiota in weaned piglets. J Anim Sci Biotech 2020;11(1):112. DOI: 10.1186/s40104-020-00516-4.

62. Boontiam W, Bunchasak C, Kim YY, Kitipongpysan S, Hong J. Hydrolyzed yeast supplementation to newly weaned piglets: growth performance, gut health, and microbial fermentation. Animals 2022;12(3). DOI: 10.3390/ani12030350.

63. Pinloche E, Williams M, D'Inca R, Auclair E, Newbold CJ. Use of a colon simulation technique to assess the effect of live yeast on fermentation parameters and microbiota of the colon of pig. J Anim Sci 2012;90(Suppl_4):353-355. DOI: 10.2527/jas.53800.

64. Fan G, Zhao Y, Suo X, Li Y, Yang X. Effects of supplementing yeast fermentation products on growth performance, colonic metabolism, and microbiota of pigs challenged with *Salmonella typhimurium*. Animals 2024;14(24). DOI: 10.3390/ani14243675.