



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE QUERÉTARO
FACULTAD DE QUÍMICA
MAESTRÍA EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS

**“EFECTO DE LA DIGESTIÓN *IN VITRO* DE UNA BARRA
DE FRIJOL COMÚN (*Phaseolus vulgaris L.*) Y AVENA
(*Avena sativa*) SOBRE SUS COMPUESTOS BIOACTIVOS
Y ENZIMAS DIGESTIVAS”**

TESIS

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de
Maestro en Ciencia y Tecnología de Alimentos

Presenta:
INT. Juan Carlos Jiménez Oliver

Dirigido por:
Dra. Ma. Guadalupe Flavia Loarca Piña

Centro Universitario Querétaro, Qro.
Diciembre, 2025.
México

La presente obra está bajo la licencia:
<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/deed.es>



CC BY-NC-ND 4.0 DEED

Atribución-NoComercial-SinDerivadas 4.0 Internacional

Usted es libre de:

Compartir — copiar y redistribuir el material en cualquier medio o formato

La licenciatario no puede revocar estas libertades en tanto usted siga los términos de la licencia

Bajo los siguientes términos:



Atribución — Usted debe dar [crédito de manera adecuada](#), brindar un enlace a la licencia, e [indicar si se han realizado cambios](#). Puede hacerlo en cualquier forma razonable, pero no de forma tal que sugiera que usted o su uso tienen el apoyo de la licenciatario.



NoComercial — Usted no puede hacer uso del material con [propósitos comerciales](#).



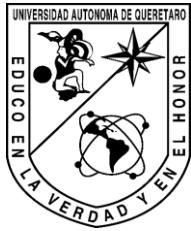
SinDerivadas — Si [remezcla, transforma o crea a partir](#) del material, no podrá distribuir el material modificado.

No hay restricciones adicionales — No puede aplicar términos legales ni [medidas tecnológicas](#) que restrinjan legalmente a otras a hacer cualquier uso permitido por la licencia.

Avisos:

No tiene que cumplir con la licencia para elementos del material en el dominio público o cuando su uso esté permitido por una [excepción o limitación](#) aplicable.

No se dan garantías. La licencia podría no darle todos los permisos que necesita para el uso que tenga previsto. Por ejemplo, otros derechos como [publicidad, privacidad, o derechos morales](#) pueden limitar la forma en que utilice el material.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE QUERÉTARO
FACULTAD DE QUÍMICA
MAESTRÍA EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS

**“EFECTO DE LA DIGESTIÓN *IN VITRO* DE UNA BARRA
DE FRIJOL COMÚN (*Phaseolus vulgaris L.*) Y AVENA
(*Avena sativa*) SOBRE SUS COMPUESTOS BIOACTIVOS
Y ENZIMAS DIGESTIVAS”**

TESIS

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de
Maestro en Ciencia y Tecnología de Alimentos

Presenta:
INT. Juan Carlos Jiménez Oliver

Dirigido por:
Dra. Ma. Guadalupe Flavia Loarca Piña

Dra. Ma. Guadalupe Flavia Loarca Piña
Presidente

Dra. Rocio Campos Vega
Secretario

Dra. Sandra Olimpia Mendoza Díaz
Vocal

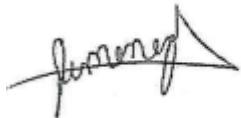
Dra. Montserrat Hernández Iturriaga
Suplente

Dra. Aurea Karina Ramírez Jiménez
Suplente

Dedicada a mi familia

Declaración:

Declaro que los datos propios obtenidos en esta investigación fueron generados durante el desarrollo de mi trabajo de tesis de forma ética y que reporto detalles necesarios para que los resultados de esta tesis sean reproducible sen eventuales investigaciones futuras. Finamente, este manuscrito de tesis es un trabajo original en el cual se declaró y dio reconocimiento a cualquier colaboración o cita textual presentadas en el documento.



Juan Carlos Jiménez Oliver

AGRADECIMIENTOS:

A SECIHTI por la beca otorgada para el proyecto.

A la Dra. Ma. Guadalupe Flavia Loarca Piña, por su apoyo y conocimientos científicos aportados al proyecto, así como su excelente dirección para el mismo.

A mis sinodales Dra. Rocio Campos Vega, Dra. Sandra Olimpia Mendoza Díaz, Dra. Aurea Karina Ramírez Jiménez y Dra. Montserrat Hernández Iturriaga, por todo su apoyo, conocimiento y enseñanzas brindadas al proyecto y mi persona. No pude haber tenido un mejor comité.

Un especial agradecimiento a la Dra. Aurea y su equipo de trabajo en el TEC, por brindarme apoyo con equipos de laboratorio necesarios para la conclusión del proyecto. Y a la Dra. Sandra, quien hace unos años me permitió trabajar con ella para mis prácticas profesionales, lo que me animó a entrar a la maestría, además de su apoyo, palabras de aliento, respeto y muy buenas vibras que siempre me dio.

A mis compañeras de laboratorio, que tuvieron la disposición de ayudarme en los experimentos y siempre me hacían reír con los chismes y anécdotas.

A mis amigos, que siempre me apoyaron y me dieron muy buenos momentos durante este periodo, toda la diversión y tragedias que se convirtieron en buenas anécdotas que vivimos en conjunto nunca las olvidaré.

A mi novia Nicole, que me apoyó durante los momentos más difíciles y siempre estuvo presente y dispuesta a ayudarme, que me dio tanta felicidad y motivación para seguir adelante a pesar de todas las adversidades. Sin ti esta etapa no hubiera sido tan agradable.

A mis papás y hermana, quienes me dieron apoyo incondicional y siempre estuvieron al pendiente de que estuviera bien. Sin ustedes, nada de lo que he logrado sería posible.

Finalmente, a mis mascotas, Maya, Lía, Diva, Triana y Olivo por su incondicional cariño y felicidad que me dieron.

Resumen

En este proyecto se elaboró una barra nutritiva a partir de frijol común (*Phaseolus vulgaris*) y avena (*Avena sativa*), de la cual se determinó su composición química, destacando su contenido de proteínas de $16.76 \pm 0.85\%$ y fibra dietaria total de $30.63 \pm 0.24\%$, sus compuestos bioactivos, en donde se obtuvieron 0.67 ± 0.11 mg ER/g de muestra de flavonoides, 7.57 ± 0.32 mg EC/g de muestra de taninos condensados y 9.42 ± 0.24 mg EAG/g de muestra de fenoles totales, siendo los principales y abundantes : ácido cumárico, clorogénico y gálico. Posteriormente, la barra fue sometida a una simulación de digestión gastrointestinal *in vitro* para determinar el efecto sobre la bioaccesibilidad de los metabolitos secundarios identificados. Se observó un incremento de la bioaccesibilidad de algunos compuestos a lo largo del tracto digestivo, como el ácido gálico en intestino (204.12 %) y catequina en estómago (259.77 %). Después, se llevó a cabo una fermentación colónica *in vitro*, en donde se cuantificaron ácidos grasos de cadena corta (AGCC) producidos por la FND de la barra desde las 0 – 24 h de fermentación, donde se detectó un incremento de 9.95 ± 0.77 mM a las 6 h hasta 15.97 ± 0.87 mM a las 24 h. Finalmente, se determinó la capacidad de los extractos de los compuestos bioactivos de la barra para inhibir enzimas digestivas (α -amilasa, α -glucosidasa y lipasa pancreática), la inhibición reportada fue de 14.44 ± 0.88 , 18.29 ± 1.31 y $53.46 \pm 3.84\%$, respectivamente. Estos resultados sugieren que el consumo de este producto contribuye a la disminución de glucosa y triglicéridos en sangre, debido a su potencial inhibitorio de enzimas digestivas, además de una posible protección contra estrés oxidativo en los tejidos del tracto gastrointestinal por la liberación de compuestos antioxidantes durante las diferentes etapas digestivas, aunado a lo anterior, también se sugiere que el consumo de este producto ayuda a mantener una buena salud digestiva por la producción de AGCC, a partir de la fermentación de la fracción no digerible por las bacterias colónicas.

Palabras clave: compuesto bioactivo, digestión *in vitro*, ácidos grasos de cadena corta.

Abstract

In this project, a nutritious bar was formulated using common bean (*Phaseolus vulgaris*) and oat (*Avena sativa*). Its chemical composition was determined, highlighting a protein content of $16.76 \pm 0.85\%$ and total dietary fiber of $30.63 \pm 0.24\%$. The bar's bioactive compounds were also analyzed, yielding $0.67 \pm 0.11\text{ mg QE/g}$ sample of flavonoids, $7.57 \pm 0.32\text{ mg CE/g}$ sample of condensed tannins, and $9.42 \pm 0.24\text{ mg GAE/g}$ sample of total phenolics, with the main phenolics identified as p-coumaric, chlorogenic, and gallic acids. Subsequently, the bar underwent an *in vitro* gastrointestinal digestion simulation to evaluate the effect on these compounds and their bioaccessibility. An increase in the bioaccessibility of certain compounds was observed along the digestive tract, such as gallic acid in the intestine (204.12 %) and catechin in the stomach (259.77 %). Afterward, an *in vitro* colonic fermentation was performed to quantify the short-chain fatty acids (SCFAs) produced by the bar's non-digestible fraction (NDF) from 0 to 24 h of fermentation. SCFA concentrations increased from $9.95 \pm 0.77\text{ mM}$ at 6 h to $15.97 \pm 0.87\text{ mM}$ at 24 h. Finally, the inhibitory capacity of extracts from the bar's bioactive compounds against digestive enzymes (α -amylase, α -glucosidase, and pancreatic lipase) was determined, showing inhibition rates of $14.44 \pm 0.88\%$, $18.29 \pm 1.31\%$, and $53.46 \pm 3.84\%$, respectively. Results suggest that the consumption of this product contributes to the reduction of blood glucose and triglyceride levels, due to its potential inhibitory effect on digestive enzymes. In addition, it may provide protection against oxidative stress in the tissues of the gastrointestinal tract through the release of antioxidant compounds during the different digestive stages. Furthermore, it is also suggested that the consumption of this product helps maintain good digestive health through the production of short-chain fatty acids (SCFAs) resulting from the fermentation of the non-digestible fraction by colonic bacteria.

Keywords: bioactive compounds, *in vitro* digestion, short-chain fatty acids

Contenido	
Resumen	v
Índice de Figuras	vii
Índice de Cuadros	viii
I. Introducción.....	1
II. Antecedentes.....	3
II.1 Refrigerios	3
II.1.2 Definiciones	3
II.1.3 Composición nutrimental de los refrigerios.....	3
II.1.4 Consumo de refrigerios en México	5
II.1.5 Refrigerios a base de frijol común	7
II.1.5.1 Barra nutritiva a base de frijol común y avena	9
II.2 Avena (<i>Avena sativa L.</i>)	10
II.2.1 Generalidades.....	10
II.2.2 Producción y Área cosechada	11
II.2.3 Composición nutrimental de la avena.....	11
II.2.3.1 Carbohidratos	12
II.2.3.2 Proteínas	13
II.2.3.3 Lípidos	14
II.2.3.4 Micronutrientes	14
II.2.4 Compuestos bioactivos de la avena y sus beneficios	15
II.2.4.1 Compuestos fenólicos	15
II.2.4.1.2 Tocoferoles (Vitamina E).....	16

II.2.4.1.2 Avenantramidas	16
II.2.4.2 β-glucanos.....	18
II.3 Frijol común (<i>Phaseolus vulgaris</i> L.).....	19
II.3.1 Generalidades.....	19
II.3.2 Área cosechada y producción.....	20
II.3.3 Contenido nutrimental	20
II.3.3.1 Carbohidratos	22
II.3.3.2 Proteínas	23
II.3.3.3 Lípidos	24
II.3.3.4 Compuestos antinutricios.....	25
II.3.4 Compuestos bioactivos	26
II.3.4.1 Principales causas de mortalidad en México	26
II.3.4.1.1 Compuestos fenólicos	27
II.3.4.1.2 Flavonoides.....	27
II.3.4.1.3 Oligosacáridos	28
II.4 Digestión gastrointestinal <i>in vitro</i>	30
III. Justificación	33
IV. Objetivos	34
IV.1 Objetivo General	34
IV.2 Objetivos particulares	34
V. Materiales y Métodos	35
V.1 Materiales	35
V.1.1 Materia Prima.....	35
V.1.2 Reactivos	35

V.2 Metodología.....	35
V.2.1 Preparación de la barra.....	35
V.2.2 Caracterización química de la barra avena-frijol	37
V.2.2.1 Humedad	37
V.2.2.2 Lípidos.....	38
V.2.2.4 Cenizas.....	39
V.2.2.5 Carbohidratos	40
V.2.3 Cuantificación de compuestos nutraceuticos	40
V.2.3.1 Fibra dietaria total	40
V.2.3.1.1 Fibra dietaria insoluble (FDI)	40
V.2.3.1.2 Fibra dietaria soluble (FDS)	41
V.2.3.2 Compuestos fenólicos	41
V.2.3.2.1 Extracto metanólico	42
V.2.3.2.2 Determinación de compuestos fenólicos totales	42
V.2.3.2.3 Flavonoides totales	42
V.2.3.2.4 Taninos condensados.....	43
V.2.3.3 Cuantificación de compuestos fenólicos por HPLC-DAD	43
V.2.3.4 Capacidad antioxidante	44
V.2.3.4.1 Método ABTS	44
V.2.3.4.2 Método DPPH.....	44
V.2.3.4.3 Método FRAP	45
V.2.4 Extracción y cuantificación de oligosacáridos.....	45
V.2.5 Digestión gastrointestinal <i>in vitro</i>.....	45
V.2.6 Fermentación colónica	47

V.2.7 Cuantificación de ácidos grasos de cadena corta	48
V.2.8 Medición de bioaccesibilidad	49
V.2.9 Determinación de inhibición enzimática de α-amilasa.....	49
V.2.10 Determinación de inhibición enzimática de α-glucosidasa	50
V.2.11 Determinación de inhibición enzimática de lipasa pancreática	50
V.2.12 Análisis estadístico	51
VI. Resultados y Discusiones	51
VI.1 Caracterización química.....	51
VI.1.1 Caracterización proximal	51
VI.1.2 Caracterización nutraceutica	53
VI.1.2.1 Contenido de compuestos fenólicos mediante HPLC-DAD.....	56
VI.2 Digestión gastrointestinal <i>in vitro</i>.....	57
VI.2.1 Bioaccesibilidad de compuestos fenólicos de las fases de digestión <i>in vitro</i> de la barra de frijol común cocido y avena	58
VI.2.2 Capacidad antioxidante de cada una de las fases de digestión <i>in vitro</i> de la barra de frijol común y avena	61
VI.3 Fermentación colónica <i>in vitro</i>	65
VI.4 Inhibición de enzimas α-amilasa, α-glucosidasa y lipasa pancreática	69
VII. Conclusión	72
VIII. Referencias	73
IX. Anexos.....	94

Índice de Figuras

Figura 1. Plato del Bien Comer Saludable y Sostenible para la población.	4
Figura 2. Estructura química de los principales ácidos grasos encontrados en <i>A. sativa</i>	14
Figura 3. Estructura química general de los ácidos fenólicos.	16
Figura 4. Principales causas de mortalidad en México en el año 2025.	26
Figura 5. Estructura química general de los flavonoides.	28
Figura 6. Estructura química del ácido acético, propiónico y butírico.	30
Figura 7. Ensayo de digestión in vitro estático. FSS: Fluido salival simulado, FGS: Fluido gástrico simulado. FIS: Fluido intestinal simulado.....	32
Figura 8. Diagrama de flujo para el proceso de elaboración de barras de frijol común y avena..	36

Índice de Cuadros

Cuadro 1. Preferencia de refrigerios para la población mexicana.....	6
Cuadro 2. Volumen per cápita (kg/per cápita) de consumo de refrigerios en México: Proyección hasta el año 2028.....	7
Cuadro 3. Área cosechada en hectáreas y producción en toneladas de avena en México de 2018 – 2024.....	11
Cuadro 4. Composición nutrimental de la avena.	12
Cuadro 5. Área cosechada en hectáreas y producción en toneladas de frijol común en México de 2018 – 2024.....	20
Cuadro 6. Composición nutricional y factores antinutricios en <i>P. vulgaris</i>	21
Cuadro 7. Composición química de harina de frijol común.	22
Cuadro 8. Perfil de aminoácidos en cuatro especies de <i>P. vulgaris</i>	24
Cuadro 9. Perfil de lípidos en cuatro especies de <i>P. vulgaris</i>	25
Cuadro 10. Contenido de diferentes carbohidratos en cuatro especies de <i>P. vulgaris</i>	29
Cuadro 11. Concentraciones electrolíticas en FGS y FIS.....	46
Cuadro 12. Composición química proximal de una barra de frijol común y avena y sus componentes principales.....	53
Cuadro 13. Concentración de fenoles totales, flavonoides, taninos condensados y capacidad antioxidante de radical ABTS y DPPH de una barra de frijol común y avena y sus componentes principales.	56
Cuadro 14. Concentración de compuestos fenólicos de una barra de Frijol común y Avena, obtenidos a partir de HPLC-DAD.....	57
Cuadro 15. Contenido de compuestos fenólicos en cada etapa de digestión in vitro de una barra de frijol común y avena por HPLC-DAD y su bioaccesibilidad.....	60
Cuadro 16. Capacidad antioxidante mediante ABTS, DPPH y FRAP de una barra de frijol común y avena, después de cada etapa de digestión in vitro.	63
Cuadro 17. Contenido de rafinosa y estaquiosa en las diferentes etapas de digestión in vitro de una barra de frijol común cocido y avena.	65

Cuadro 18. Cambio de pH después de diferentes tiempos de fermentación colónica in vitro de una barra de frijol común cocido y avena.....	66
Cuadro 19. Producción de ácidos grasos de cadena corta a partir de la fracción no digerible de una barra de frijol común cocido y avena.....	68
Cuadro 20. Porcentaje de inhibición de α -amilasa, α -glucosidasa y lipasa pancreática a partir de extracto de compuestos fenólicos libres y fibra dietaria de harina de barra de frijol común y avena.....	71

I. Introducción

En la actualidad, en México existe una alta tasa de padecimientos de enfermedades crónico degenerativas no transmisibles (ECDNTs), como la diabetes *mellitus* tipo 2, dislipidemias, enfermedades cardiovasculares, neurológicas y cáncer, entre otras. Estas enfermedades son la principal causa de mortalidad en el país, y en general, están relacionadas a los hábitos alimenticios y poca actividad física de la población.

En cuanto a la alimentación de la población mexicana, existe una gran preferencia por alimentos de baja calidad nutricional, como las papas fritas, galletas, bebidas endulzadas altas en calorías. A este tipo de alimentos se les conoce como botanas o refrigerios, ya que en general, no se consumen como parte de las tres comidas principales en el día.

Sin embargo, un alimento altamente consumido en el país es el frijol común (*Phaseolus vulgaris*), el cual, desafortunadamente ha disminuido su cultivo en los últimos años, siendo una importante fuente de proteínas, nutrientes y compuestos bioactivos, los cuales pueden ayudar a prevenir y/o controlar ECDNTs como diabetes *mellitus* y dislipidemias, debido, en parte a su contenido de compuestos bioactivos que pueden intervenir con la actividad inhibitoria de algunas enzimas digestivas como la α -amilasa, α -glucosidasa y lipasa pancreática, lo que ubica al frijol común como alimento importante y habrá que retomar el cultivo y consumo de este alimento.

Otro producto importante para el consumo humano es la avena (*Avena sativa*). Un cereal con un alto valor nutricional y de compuestos bioactivos, además de ser el único alimento aprobado por la Administración de Alimentos y Medicamentos (FDA por sus siglas en inglés) como cardioprotector, la cual se utiliza como ingrediente en productos categorizados como refrigerios (barras energéticas, entre otros), sin embargo, también ha tenido una disminución tanto en cosecha como consumo en los últimos años, por lo que es de vital importancia retomar el consumo de esta.

De acuerdo al mercado de alimentos funcionales, el cual va al alza, es importante elaborar productos que tengan efectos benéficos para la salud humana, pero también, que sean aceptados por los consumidores. En el grupo de trabajo se desarrolló una barra o galleta tipo cracker elaborada a base de avena y de frijol común con compuestos bioactivos importantes (como fibra dietaria y compuestos fenólicos), la que en un estudio clínico con mujeres con hipertrigliceridemia, disminuyó niveles de triglicéridos y glucosa en sangre (Ramírez-Jiménez, *et al.*, 2022). Resultados que sugieren que el consumo de este producto trae beneficios importantes a la salud.

Sin embargo, faltaba por realizar ensayos de digestión *in vitro* con una gran importancia en el campo de los alimentos, ya que permite evaluar el comportamiento de los alimentos en condiciones de digestión gastrointestinal, es decir, la liberación, transformación y bioaccesibilidad de compuestos de la matriz. Dichos parámetros permiten conocer posibles efectos biológicos de los alimentos sin necesidad de intervenciones *in vivo*.

Por lo que se utilizó esta formulación para realizar la digestión gastrointestinal *in vitro* sobre sus compuestos bioactivos y el efecto de los mismos en la inhibición de enzimas digestivas para la elucidación de posibles mecanismos de acción que tienen estos compuestos en la reducción de triglicéridos y glucosa en sangre.

II. Antecedentes

II.1 Refrigerios

II.1.2 Definiciones

La definición de refrigerio o botana no es estática (Johnson & Anderson, 2010). Las definiciones que se encuentran en la literatura se basan en: la hora del día en que se consumen, el tipo de alimento consumido, la cantidad del alimento o la combinación de estos factores (Hess *et al.*, 2016).

De acuerdo con la NOM-043-SSA2-2012, un refrigerio es: la porción de comida consumida entre las comidas principales (desayuno, comida y cena) y que sirve para cumplir las características de una dieta balanceada.

Por otra parte, la NOM-247-SSA1-2008, define a los refrigerios hechos a base de cereales como: los productos alimenticios, elaborados a base de granos de cereales u otros granos y semillas comestibles, enteros o sus partes o molidos (harinas, sémolas o semolinillas), preparados mediante procesos físicos, aptos para ser consumidos directamente o previa cocción, adicionados o no de aditivos y de otros ingredientes opcionales. Estos productos se pueden preparar por procesos tales como: inflado, laminado, recubrimiento, tostado, extruido, aglomeración u otros.

II.1.3 Composición nutrimental de los refrigerios

La NOM-043-SSA2-2012 recomienda que se consuman tres comidas principales (desayuno, comida y cena) y dos colaciones (refrigerios) al día, destacando la importancia del consumo de cereales de grano entero como la avena y el consumo de leguminosas como el frijol común. La Figura 1 muestra el Plato del Bien Comer Saludable y Sostenible de las Guías de Alimentación Saludable y Sostenibles para la población mexicana periodo 2025 – 2030, con sus respectivas recomendaciones de alimentos.



Figura 1. Plato del Bien Comer Saludable y Sostenible para la población.
(Tomado de Secretaría de Salud [SSA], 2025).

Algunos estudios han sugerido que el tipo de refrigerio es el factor más importante para determinar si su consumo se asocia a la calidad dietaria, adiposidad e índice de masa corporal (Almoraie *et al.*, 2021).

De acuerdo a lo anterior, los refrigerios se asocian generalmente con nutrientes que deben limitarse, sin embargo, también pueden contener nutrientes que deben promoverse para mantener una buena salud. Es por eso que, el etiquetado de los alimentos es importante ya que se ha visto que etiquetas con declaraciones sobre sus efectos positivos a la salud son percibidos por los consumidores como productos saludables, mientras que etiquetas con sellos o declaraciones de exceso de azúcares, grasas y calorías son percibidos de manera negativa por los consumidores (Iles *et al.*, 2017).

II.1.4 Consumo de refrigerios en México

En México, la popularidad que han ganado los refrigerios o botanas se debe principalmente a su fácil acceso, costo relativamente bajo y su empaque atractivo (Estrada-Girón *et al.*, 2022). El sabor es fundamental para captar el gusto de los consumidores, por lo que se adicionan con sal, chile, limón u otros saborizantes y/o condimentos artificiales. De acuerdo a esto, la cantidad de sodio reportada en los empaques es variada (41 – 770 mg por 100 g de producto), además, la cantidad de grasa en este tipo de productos va de 22 – 39%, siendo el 1 – 25% grasas saturadas (Cerda-Pérez, 2018).

En la actualidad, hay diversos reportes del consumo de refrigerios en el país, por ejemplo, resultados publicados por Duffey *et al.* (2014) y ENSANUT (2022), un amplio porcentaje de la población consume refrigerios en algún momento del día, teniendo un mayor consumo entre el desayuno y la comida y entre la comida y cena. El consumo *per cápita* reportado fue de 1.6 refrigerios al día, los cuales brindaron 250 kcal en promedio.

Dentro de los consumidores de refrigerios en México, la preferencia para su selección fue: bebidas endulzadas, verduras, fruta, cereales dulces, botanas, dulces y postres (ENSANUT 2022). El Cuadro 1 muestra la preferencia de refrigerios en la población mexicana en todos los rangos de edad.

Cuadro 1. Preferencia de refrigerios para la población mexicana.

Tipo de refrigerio	Porcentaje de consumo (%)
Bebidas endulzadas	82.1
Verduras	50.3
Cereales dulces	46.9
Frutas	40.3
Botanas, dulces y postres	31.0

(Modificado de ENSANUT 2022).

De acuerdo a Statista Market Insights (2023), el consumo de botanas *per cápita* en México ha ido al alza en los últimos años y se espera que siga incrementando. De 2018, donde hubo un consumo *per cápita* de 10.6 kg de botanas, a 2024, donde hubo un consumo de 14.5 kg; el volumen de consumo de botanas se incrementó en 2.6 kg *per cápita*. Las principales botanas que se consumen actualmente en el país son galletas dulces y saladas (8.3 kg/*per cápita*), papas fritas (2.6 kg/*per cápita*) y totopos y pretzels (2.2 kg/*per cápita*). Además, se estima que el consumo de botanas siga incrementando, llegando a ser de 17.6 kg *per cápita* para el año 2028. El Cuadro 2 muestra el consumo *per cápita* de botanas en México desde 2018 y su proyección al 2028.

Cuadro 2. Volumen per cápita (kg/per cápita) de consumo de refrigerios en México: Proyección hasta el año 2028.

Tipo de refrigerio	Año										
	2018	2019	2020	2021	2022	2023	2024	2025	2026	2027	2028
Galletas	6.7	7.0	7.3	7.7	8.0	8.3	9.2	10.0	10.2	10.6	11.0
Papas fritas	2.1	2.2	2.3	2.4	2.5	2.6	2.9	3.1	3.2	3.3	3.5
Totopos y Pretzels	1.8	1.9	1.9	2.1	2.2	2.2	2.5	2.8	2.8	3.0	3.1
Total	10.6	11.0	11.5	12.2	12.7	13.2	14.5	15.9	16.1	16.9	17.6

(Modificado de Statista, 2024).

II.1.5 Refrigerios a base de frijol común

El consumo de leguminosas como el frijol común está asociado con múltiples efectos benéficos para la salud debido a su composición nutricional alta en proteínas y compuestos bioactivos (Ferreira *et al.*, 2021), además, pueden ser utilizados para la producción de productos libres de gluten, proporcionando una alternativa saludable y con propiedades sensoriales similares a aquellos que si contienen esta proteína, aunado a su bajo costo, lo que ha promovido el desarrollo de refrigerios preparados a base de leguminosas, para impulsar su consumo (Escobedo & Mojica, 2021; Palomares-Navarro *et al.*, 2023).

De acuerdo a esto, se ha reportado que los productos hechos a base de frijol se pueden preparar por diferentes métodos: por extrusión, fritos en aceite y horneados. Cada método tiene ventajas y desventajas en cuanto a aceptabilidad sensorial,

composición nutricional y propiedades funcionales y biológicas (Escobedo & Mojica, 2021).

En la extrusión, los productos se forman mediante la transformación fisicoquímica de la materia por las altas temperaturas y estrés mecánico inducidas por la máquina. Los productos extruidos son atractivos para los consumidores por su textura crujiente, vida de anaquel prolongada y sabor, sin embargo, se debe considerar la proporción de leguminosas en la formulación, ya que concentraciones elevadas provocan que el producto sea demasiado duro y poco aceptable para los consumidores (Escobedo & Mojica, 2021).

La forma más común de preparar botanas esriendo la materia en aceite, este método consiste en la inmersión de la materia en aceite caliente (temperatura superior a la de ebullición de agua), lo que provoca que el agua se evapore del alimento, se absorba aceite y se forme una capa crujiente en el exterior (Liberty *et al.*, 2019). Freír alimentos también provoca la desnaturalización de proteínas, gelatinización de almidón y reacciones de Maillard (Asokapandian *et al.*, 2020). Este procedimiento confiere a los productos una alta aceptabilidad sensorial, ya que forma una capa crujiente y con buen aroma al exterior, mientras que el interior mantiene una textura suave y agradable. Sin embargo, una de las desventajas principales es el incremento del contenido de grasas en el producto, factor que puede impulsar al desarrollo de ECDNTs (Escobedo & Mojica, 2021).

En el horneado, por lo general se busca mezclar los ingredientes secos en agua para formar una masa, la cual se fermenta, se le da forma y se cuece en el horno. Sin embargo, este tipo de productos tiende a no contener gluten, lo que provoca una textura quebradiza en el producto final. No obstante, si se tienen proporciones adecuadas de los ingredientes, los productos tienden a tener una buena aceptabilidad sensorial y un contenido de nutrientes adecuado (Escobedo & Mojica, 2021).

Actualmente, existen diferentes formulaciones de refrigerios preparados con leguminosas como parte de sus ingredientes. Por ejemplo: Ramírez-Jiménez *et al.* (2010) desarrollaron una barra nutritiva con contenido de 30% de harina de frijol común; Luzardo-Ocampo *et al.* (2017) desarrollaron un totopo con 30% de contenido de harina de frijol común. También Sharma *et al.* (2021) reportaron diversas formulaciones de extrudidos de cereales adicionados con leguminosas. Se han reportado varios productos elaborados a base de leguminosas libres de gluten, sustituyendo al trigo (Palomares-Navarro *et al.* (2023).

II.1.5.1 Barra nutritiva a base de frijol común y avena

Un producto elaborado a partir de harina de frijol común y de avena, es una barra nutritiva tipo “cracker”, la cual fue formulada por primera vez por Ramírez-Jiménez (2010), con el objetivo de desarrollar un producto para consumo como refrigerio bajo en calorías y con propiedades funcionales. La proporción de harina de frijol común-harina de avena utilizada para esta formulación fue de 24.6% y 18.9%, respectivamente.

Posteriormente, Gómez-Palomares (2012), optimizó la formulación por primera vez, modificando la relación harina de frijol común-harina de avena a 30.6% y 23.6% respectivamente. Además, añadió saborizantes para mejorar su aceptabilidad sensorial.

Ramírez-González (2018) realizó un estudio para optimizar la producción de esta barra nutritiva, además de reformularla, teniendo una relación de harina de frijol del 30% y 26% de harina de avena. En el año 2022, Ramírez-Jiménez *et al.* (2022) publicaron un ensayo clínico, donde participaron 26 mujeres mexicanas con hipertrigliceridemia. En este ensayo se observó que el consumo de 50 g de las barras nutritivas al día, por un periodo de 8 semanas, redujo los niveles de triglicéridos en sangre en 37.80%, los niveles de glucosa en 5.69% y en 5% el peso corporal.

II.2 Avena (*Avena sativa* L.)

II.2.1 Generalidades

La avena es un cereal de la familia *Poaceae*, la cual es utilizada como alimento tanto para humanos, como para ganado desde las antiguas civilizaciones (Ihsan *et al.*, 2022). Su cultivo es anual y se cree que se originó en Asia y se da en climas frescos y húmedos (Kim *et al.*, 2021).

La avena tiene una variedad de tipos, incluyendo roja, blanca, amarilla y negra, además, es el sexto cereal más producido a nivel global, seguido de trigo, maíz, arroz, cebada y sorgo (Martín-Diana *et al.*, 2021; Demirkesen, 2019).

Su consideración como alimento saludable se debe a que tiene un alto contenido de proteínas, fibra dietaria y vitaminas y minerales. Su perfil de aminoácidos contiene aminoácidos esenciales destacando la leucina, y dentro de la fibra dietaria un contenido del 3.1 g/100g – 5.2 g/100g de β-glucanos (Ibrahim *et al.*, 2020; Nogala-Kalucka *et al.*, 2020).

El consumo de avena ha demostrado tener efectos benéficos para la salud, por ejemplo, contra problemas gastrointestinales, efectos anticancerígenos, efectos de protección contra enfermedades cardiovasculares y efectos contra la diabetes *mallitus* tipo 2 (Paudel *et al.*, 2021).

Taxonómicamente pertenece a:

- Reino: *Plantae*
- Familia: *Poaceae*
- Tribu: *Aveneae*
- Género: *Avena*
- Especie: ***Avena sativa***

(PLANTS Database, 2024).

II.2.2 Producción y Área cosechada

La FAOSTAT (2023), mostró que la producción de avena en México aumentó del 2018 al 2022, sin embargo, de acuerdo a datos publicados por la SIAP (2025) la producción en México disminuyó en un 23 % del 2022 al 2024. En el Cuadro 3 se muestra el área cosechada y producción de avena en México.

Cuadro 3. Área cosechada en hectáreas y producción en toneladas de avena en México de 2018 – 2024.

Año	Área (ha)	Producción (t)
2018	49911	99304
2019	48590	100672
2020	30689	69016
2021	49238	101069
2022	49040	104825
2023	25464	61785
2024	45236	74603

(Modificado de SIAP, 2025).

II.2.3 Composición nutrimental de la avena

La avena tiene una composición nutrimental saludable, la cual se muestra en el Cuadro 4. Es una buena fuente de carbohidratos y proteínas de calidad, teniendo un perfil de aminoácidos balanceados (Ibrahim *et al.*, 2020). Además, tiene una buena cantidad de ácidos grasos insaturados, vitaminas, minerales, antioxidantes, ácidos fenólicos, flavonoides y fibra dietaria (Maheshwari *et al.*, 2019)

Cuadro 4. Composición nutrimental de la avena.

Componente	Avena (%)
Carbohidratos	72.6 – 74.2
Proteína	11.9 – 15.8
Grasas	6.7 – 10.3
Almidón	27 – 50
Fibra dietaria total	13 – 30
β -glucanos	3.1 – 5.5
Cenizas	1.2 – 1.3

(Modificada de Alemayehu *et al.*, 2021; Meenu *et al.*, 2021).

II.2.3.1 Carbohidratos

Dentro de los carbohidratos presentes en este cereal, se han observado diferencias en las propiedades fisicoquímicas del almidón de la avena en comparación con otros cereales. Estas diferencias se asocian con la magnitud de las interacciones entre las cadenas de almidón dentro de sus regiones amorfas y cristalinas, así como también por la longitud de sus cadenas de amilosa y amilopectina (Punia *et al.*, 2020).

En cuanto a los almidones presentes en la avena, se tienen las tres fracciones importantes: almidón de digestibilidad rápida, almidón de digestibilidad lenta y almidón resistente. Los almidones de digestión lenta son importantes para la salud humana, ya que ayudan a mantener niveles de glucosa en sangre balanceados (Ovando-Martínez *et al.*, 2013). En cuanto al almidón resistente, ha sido reconocido como fibra funcional, ya que provee de carbohidratos fermentables para las bacterias colónicas, así como también la producción de metabolitos deseables como los ácidos grasos de cadena corta (Rezende *et al.*, 2021). El contenido de almidón resistente en la avena es de aproximadamente 25% de los almidones totales (Ovando-Martínez *et al.*, 2013).

La avena, además, tiene un contenido de fibra dietaria adecuado, la cual ayuda a mantener una microbiota y corazón saludables (Tosh & Bordenave, 2020). La fibra dietaria entra al intestino delgado y es parcial o completamente fermentada por la microbiota colónica (Rezende *et al.*, 2021). Estas fermentaciones son importantes ya que producen productos secundarios como ácidos grasos de cadena corta, como el ácido acético, propiónico y butírico, los cuales tienen efectos benéficos para la salud como regulación de inflamación sistémica, mejor tránsito intestinal y motilidad, efectos sobre la obesidad y regulación de proceso inmunológicos (Yao *et al.*, 2021). La avena posee aproximadamente un 60% de fibra insoluble y un 40% de fibra soluble (Alemayehu *et al.*, 2023).

La avena es una fuente importante de fibra dietaria soluble e insoluble de la avena, destacando los (1,3), (1,4)- β -D-glucanos o β -glucanos como soluble, siendo éstos de los componentes más estudiados de la avena (Ahmad & Khalid., 2018).

Los β -glucanos son polisacáridos de moléculas de D-glucosa unidas por enlaces β -(1,3) y β -(1,4). Estas moléculas han demostrado tener la capacidad de reducir los niveles de colesterol en sangre, dicho mecanismo no ha sido definido, pero la principal hipótesis sugiere que los β -glucanos se unen a sales biliares en el intestino delgado, limitando la reabsorción de ácidos biliares y lípidos (Bai *et al.*, 2019).

II.2.3.2 Proteínas

Los granos de avena cuentan con un alto contenido de proteínas en un intervalo de 12.5- 17.5 %, con una distribución de las mismas diferente a otros cereales (Chen *et al.*, 2021). Las proteínas encontradas principalmente en la avena son globulinas, las cuales son solubles en solución salina, mientras que las prolaminas se encuentran en una menor concentración (Klose & Arendt, 2012).

De acuerdo a su composición proteica, se ha observado que el perfil de aminoácidos de la avena es balanceado, ofreciendo de 34.06 a 37.41 g/kg de aminoácidos esenciales, es decir que, de acuerdo a la recomendación de la Organización Mundial de la Salud, la cual dice que un adulto de 70 kg debe consumir

aproximadamente 5.8 g de aminoácidos esenciales, el consumo de 100 – 120 g de avena brinda esta cantidad (Ibrahim *et al.*, 2020).

II.2.3.3 Lípidos

Dentro de la familia de los cereales, la avena es la que tiene un contenido de grasas más alto, sin embargo, son ácidos grasos poli y monoinsaturados (Kim *et al.*, 2021). Tiene un alto contenido de ácido oleico, palmítico y linoleico y bajo en ácidos grasos saturados, lo cual tiene efectos positivos en la reducción de enfermedades cardiovasculares (Kouřimská *et al.*, 2018; Yau *et al.*, 2020). La Figura 2 muestra la estructura química de los principales ácidos grasos encontrados en la avena.

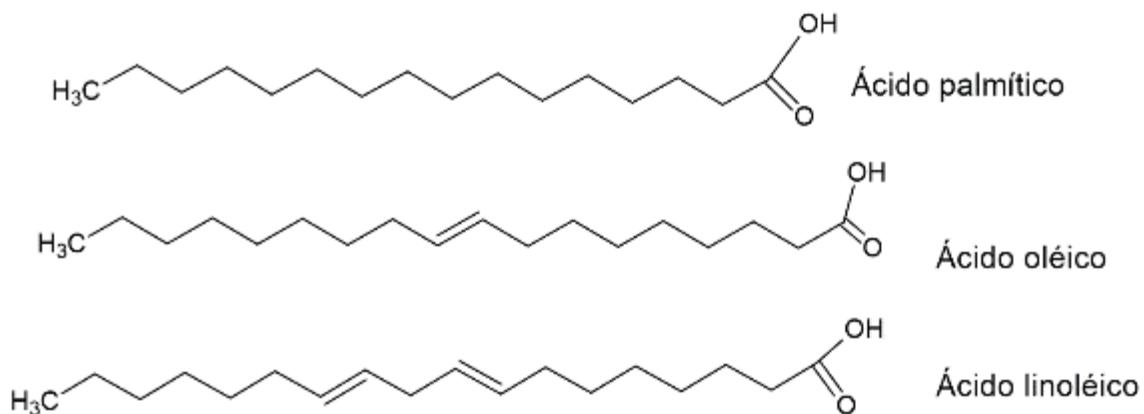


Figura 2. Estructura química de los principales ácidos grasos encontrados en *A. sativa*.

II.2.3.4 Micronutrientes

Las vitaminas y minerales son esenciales para un mantenimiento tisular y metabolismo correcto, funcionando como cofactores y coenzimas para funciones sistémicas, estos deben ser consumidos en la dieta, ya que el organismo humano no es capaz de producirlos por sí mismo (Godswill *et al.*, 2020).

Los minerales se clasifican en dos: de ingesta mayor y de ingesta menor; donde en lo de ingesta mayor se requieren cantidades mayores a 100 mg en adultos y estos

son: sodio (Na), potasio (K), magnesio (Mg), calcio (Ca), fosforo (P), cloro (Cl) y azufre (S). Mientras que los de ingesta menor requieren un consumo diario menor a 100 mg en adultos, donde se encuentran: hierro (Fe), zinc (Zn), cobre (Cu), cobalto (Co), cromo (Cr), molibdeno (Mo), selenio (Se), manganeso (Mn), entre otros (De O Maximino *et al.*, 2021). Se ha reportado que el contenido de minerales en la avena va de un 2 – 3 % (Kaur *et al.*, 2019).

La avena además cuenta con cantidades significativas de vitaminas, como la tiamina (0.76 mg/100 g), riboflavina (0.14 mg/100 g), niacina (0.96 mg/100 g), ácido pantoténico (1.35 mg/100 g), vitamina B-6 (0.12 mg/100 g), folato (56 µg/100 g) (USDA, 2019).

II.2.4 Compuestos bioactivos de la avena y sus beneficios

La avena cuenta con un alto contenido de compuestos bioactivos como lo son los β-glucanos, las avenantramidas, tocoferoles y esteroles, los cuales tienen efectos benéficos para la salud humana (Martínez-Villaluenga & Peñas, 2017). Estos compuestos ayudan a la prevención de enfermedades cardiovasculares, gastrointestinales, diabetes, cáncer, entre otras (Лоскутов & Khlestkina, 2021).

II.2.4.1 Compuestos fenólicos

Los compuestos fenólicos de la avena tienen la capacidad de atrapar a los radicales libres que se forman en las células de los organismos (Zhang *et al.*, 2023). Los radicales libres pueden causar cambios en el ADN, provocando así enfermedades crónico degenerativas no transmisibles (ECDNT) como: dislipidemias, hipertensión, cardiovasculares e incluso cáncer (Moloney & Cotter, 2018; Wehrli *et al.*, 2021). Los principales compuestos polifenólicos, encontrados en avena son: ácido protocatecúlico, siríngico, vanílico, p-hidroxibenzoíco, gálico, p-cumárico, o-cumárico y caféico (Soycan *et al.*, 2019). La Figura 3 muestra la estructura general de un ácido fenólico.

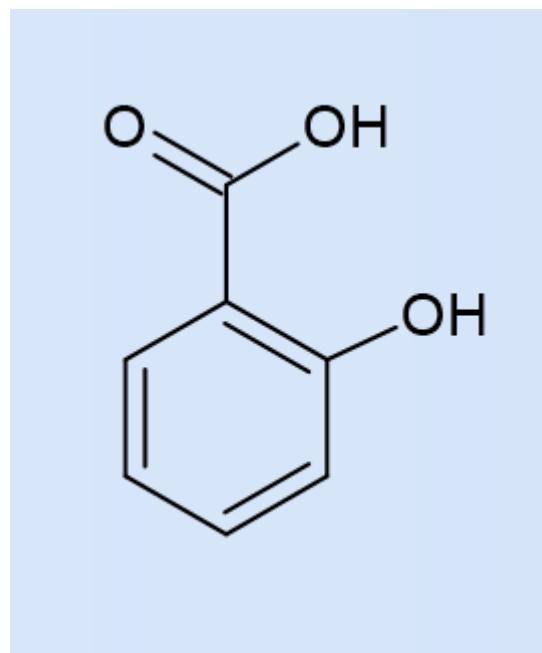


Figura 3. Estructura química general de los ácidos fenólicos.

II.2.4.1.2 Tocoferoles (Vitamina E)

La avena tiene compuestos con capacidad antioxidante como la vitamina E, la cual consiste de 4 isómeros de tocoferoles, α-, β-, γ-, and δ-tocoferol, y de 4 isómeros de tocotrienol, α-, β-, γ-, and δ-tocotrienol (Gutiérrez-González & Garvin., 2016). Los tocoferoles y tocotrienoles han demostrado la capacidad de disminuir el colesterol en sangre, inhiben la proliferación de células tumorales y tienen un efecto antiinflamatorio (Szewczyk *et al.*, 2021).

La capacidad antioxidante de la vitamina E depende del número de metilos de los tocoferoles en sus anillos, donde esta va de $\alpha > \beta > \gamma > \delta$. Los tocoferoles y tocotrienoles captan radicales peróxidos, reduciendo la peroxidación lipídica y las especies reactivas de oxígeno (EROs) en el organismo (Miyazawa *et al.*, 2019).

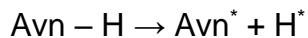
II.2.4.1.2 Avenantramidas

Otro compuesto polifenólico que solo se encuentra en la avena es la avenantrámida (Avn), la cual tiene varias propiedades fisiológicas como efectos antiinflamatorios,

anticancerígenos, antitrombóticos, antiproliferativos y antioxidante (Hou *et al.*, 2021; Li *et al.*, 2019) y existen varios tipos en la avena: la Avn A tiene ácido p-cumárico, la Avn B tiene ácido ferúlico y la Avn C tiene ácido caféico en su estructura, como se muestra en la figura 6. El contenido de Avn, de mayor a menor, es B > C > A, mientras que su capacidad antioxidant va de C > B > A (Hernández-Hernández *et al.*, 2021).

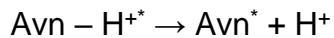
Estas propiedades benéficas son dadas principalmente por su fuerte capacidad antioxidante (Xue *et al.*, 2021). Se han estudiado tres mecanismos para captar radicales libres en las Avn:

- Transferencia de átomos de hidrógeno (TAH):



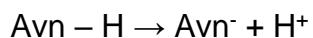
En este mecanismo, el átomo de hidrógeno es transferido directamente del antioxidante al radical libre.

- Transferencia singular de electrón seguida de transferencia de protones (TSE-TP):



Este mecanismo consiste en una transferencia de un electrón del antioxidante al radical libre, formando un radical catiónico, seguido de una deprotonación de este radical.

- Transferencia de electrones por pérdida de protones secuencial (TEPPS):



Este mecanismo consiste en la disociación del antioxidante en un radical aniónico y un protón, seguido de la reacción de los radicales aniónicos con radicales libres para la transferencia de electrones (Xue *et al.*, 2021).

II.2.4.2 β-glucanos

Los β-glucanos están presentes en la avena tanto como fibra soluble como insoluble, y se forman mediante enlaces (1,3), (1,4)-beta-D-glucano, son polisacáridos lineales (Xu *et al* 2021).

Los β-glucanos regulan la tasa de tránsito intestinal, la digestión de almidones para diluir el azúcar en sangre mediante cambios en el índice glicémico, disminuyendo la respuesta a la insulina en la diabetes (Barati *et al.*, 2021). También, previenen enfermedades cardiovasculares, ya que ayudan a disminuir la presión arterial (Żyła *et al.*, 2021). Además, han demostrado disminuir el colesterol LDL en sangre, lo que permite tener una concentración lipídica en torrente sanguíneo adecuada para prevenir y controlar enfermedades relacionadas a un alto nivel de colesterol (Wolever *et al.*, 2021).

Al ayudar a reducir el tiempo de tránsito intestinal durante la peristalsis, puede reducir la tasa de absorción de macromoléculas, promoviendo así a disminuir peso corporal (Joyce *et al.*, 2019; Pino *et al.*, 2021).

La proporción de β-glucanos con enlaces β (1,3) y β (1,4) es de 3:7 (Yoo *et al.*, 2019), donde esta proporción ha demostrado tener la capacidad de disminuir los niveles de colesterol en sangre (Wolever *et al.*, 2021).

En cuanto sus mecanismos de acción, para su actividad antitumoral, se ha informado que los β-glucanos de la avena tienen la capacidad de incrementar la expresión de caspasas en diferentes líneas celulares y también, de incrementar la producción de fosfatidilserina; estas moléculas tienen un efecto proapoptótico en células tumorales (Bai *et al.*, 2019).

Relacionado a sus efectos regulatorios de glucosa en sangre, los β-glucanos pueden encapsular proteínas y almidones, formando matrices complejas, lo que disminuye la accesibilidad enzimática a estas macromoléculas, disminuyendo la digestión de almidones y, en consecuencia, una disminución en la respuesta glicémica después de ingerir alimentos (Bai *et al.*, 2019).

En lo referente al mecanismo reductor de colesterol, aún no está bien definido, sin embargo, se cree que posiblemente la fermentación colónica de los β -glucanos, la cual produce ácidos grasos de cadena corta, sea responsable de la disminución de colesterol en sangre, debido a la capacidad de estos de unirse a ácidos biliares, disminuyendo la reabsorción de lípidos al organismo (Bai *et al.*, 2019).

II.3 Frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.)

II.3.1 Generalidades

El género *Phaseolus* es grande, teniendo aproximadamente 80 variantes tanto cultivadas como nativas o silvestres, sin embargo, la especie *Phaseolus vulgaris* es la más cultivada (Dutta *et al.*, 2022).

El frijol es la principal fuente de proteínas de origen no animal consumida por muchas de las poblaciones latinoamericanas y africanas y se puede añadir a formulaciones alimentarias para aumentar su contenido proteico (Santiago-Ramos *et al.*, 2018).

El consumo de frijol está asociado a una reducción en el riesgo de padecer ECDNT, como el cáncer, dislipidemias, obesidad y diabetes *mellitus* tipo 2 (Didinger *et al.*, 2021).

Estructuralmente consiste del cotiledón y de la envoltura de la semilla y nutricionalmente se componen de carbohidratos complejos como el almidón y oligosacáridos, proteínas con perfil de aminoácidos que complementan a los cereales y compuestos bioactivos (Karataş *et al.*, 2017; Pallares *et al.*, 2021).

Taxonómicamente pertenece a:

- Reino: *Plantae*
- Familia: *Fabaceae*
- Tribu: *Phaseoleae*
- Género: *Phaseolus*

- Especie: *Phaseolus vulgaris*

(PLANTS Database, 2024).

II.3.2 Área cosechada y producción

La producción de frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) en México se mantuvo por encima de un millón de toneladas al año de 2020 a 2022 de acuerdo a la FAOSTAT (2023), sin embargo, sufrió caídas en la misma en 2023 y 2024 (SIAP, 2025). El Cuadro 5 muestra el área de cosecha y producción total de frijol en México.

Cuadro 5. Área cosechada en hectáreas y producción en toneladas de frijol común en México de 2018 – 2024.

Año	Área (ha)	Producción (t)
2018	1596224	1196156
2019	1207395	879404
2020	1567339	1056070
2021	1669502	1288806
2022	1453213	1002447
2023	761316	723642
2024	1365673	996392

(Modificado de SIAP 2025).

II.3.3 Contenido nutrimental

Los frijoles representan una importante fuente de proteínas, carbohidratos, vitaminas y minerales, y compuestos bioactivos como: fibra dietaria polifenoles, fitoesteroles y saponinas entre otros (Ramírez-Jiménez *et al.*, 2015), información que ha propiciado el aumento del consumo del frijol en países en desarrollo (Ferreira *et al.*, 2020).

Se ha demostrado que el procesamiento del frijol disminuye la concentración de antinutrientes como lectinas y fitatos, los cuales interfieren con el valor nutricional del mismo, ya que forman complejos con las proteínas y minerales o residuos de

carbohidratos en células, causando toxicidad y reduciendo la biodisponibilidad de los nutrientes (Wainaina *et al.*, 2021). El Cuadro 6 muestra la composición nutricional y los antinutrientes del frijol común.

Cuadro 6. Composición nutricional y factores antinutricios en *P. vulgaris*.

Composición		
Macronutrientes	Micronutrientes	Antinutrientes
Carbohidratos (50-60%) de los cuales Almidón (30-60%) Fibra dietaria (14-19%) Oligosacáridos (2-6%) Proteínas (16-33%) Lípidos (1-3%) de los cuales Ácidos grasos insaturados (65 -87%) Ácidos grasos saturados (10-15%).	Vitaminas (mg/100g) Tiamina 0.81-1.32 Riboflavina 0.112-0.411 Niacina 0.85-3.21 Vitamina B6 0.299-0.659 Ácido fólico 0.148-0.676 Minerales Calcio (0.09-0.2%) Hierro (3.21-7.55 mg/100g) Cobre (0.69-1.20 mg/100g) Zinc (2.2-4.4 mg/100g) Fósforo (0.46%) Potasio (1.54%) Magnesio (0.20%) Polifenoles (0-0.4%)	Fitatos (0.6-2.7%) Lectinas (8200 HA) HA: actividad de hemaglutinina

(Modificado de Wainaina *et al.*, 2021).

Además, el frijol común contiene vitaminas como: tiamina, riboflavina, niacina, B6 y minerales como: potasio, calcio, hierro, zinc, magnesio y cobre (Celmeli *et al.*, 2018).

Adicionalmente, para la elaboración de productos alimenticios como barras, galletas, pan, entre otros, se utiliza harina de frijol común (Escobedo & Mojica, 2021), Treviño-Mejía *et al.* (2016) caracterizaron la composición química de harina de frijol cocido, la cual se muestra en el Cuadro 7.

Cuadro 7. Composición química de harina de frijol común.

	PT (%)	LT (%)	CT (%)	Ceniza (%)	FI (%)	FS (%)	FT (%)	AR (%)
Harina								
de frijol común	20.70	2.85	71.29	5.16	21.11	1.40	22.51	5.52

PT: Proteínas totales. LP: Lípidos totales. CT: Carbohidratos totales. FI: Fibra insoluble. FS: Fibra soluble. FT: Fibra total. AR: Almidón resistente. (Modificado de Treviño-Mejía *et al.*, 2016).

II.3.3.1 Carbohidratos

Los frijoles son una fuente importante de carbohidratos, ya que aproximadamente el 55-65% de su peso se comprende por estos, dentro de los cuales, el almidón es el carbohidrato más abundante (30-60% del contenido total de carbohidratos). El almidón se puede clasificar de acuerdo a su digestibilidad, teniendo almidón de digestión rápida (ADR), almidón de digestión lenta (ADL) y almidón resistente (AR), dependiendo de la tasa de liberación de glucosa al tracto gastrointestinal (Wainaina *et al.*, 2021).

El almidón resistente es capaz de resistir el efecto de digestión enzimática y llega al intestino grueso, donde puede ser metabolizada por las bacterias colónicas (Dhital *et al.*, 2017), reportando estos autores para frijol común crudo el contenido de ADR de 9.4 – 10.6%, ADL de 10.8 -16.8% y AR de 73.8 – 78.5%. Mientras que, al ser procesados térmicamente, los valores se modifican a 80.6 – 91.3% de ADR, 0.7 – 8.7% ADL y 8.0 – 10.7% de AR (Ma *et al.*, 2017).

El frijol común también tiene un alto contenido de fibra dietaria con variaciones dependiendo del tipo (USDA Food Data Central, 2018). De acuerdo con los lineamientos dietarios para los americanos (Dietary Guidelines for Americans, DGA por sus siglas en inglés), el consumo diario de fibra para adultos va de 22-28 g para mujeres adultas y de 28-34 g para hombres adultos (DGA, 2020), esto quiere decir que se deben consumir entre 100 – 200 g de frijol común diariamente para alcanzar la ingesta diaria recomendada, teniendo en cuenta que las diferentes especies presentan diferencias en su contenido de fibra dietaria total (Nchanji & Ageyo, 2021), sin olvidar que la dieta no solo depende del consumo de esta leguminosa.

II.3.3.2 Proteínas

El frijol común es un alimento rico en proteínas, lo que lo hace un producto importante para la nutrición humana. Además, son una excelente fuente de proteínas no animal, haciéndolas un alimento esencial para la población (Lisciani et al., 2024).

El contenido de proteínas en el frijol común varía dependiendo de la especie. Carbas et al. (2020), reportaron que los frijoles variedad Boston tenía un mayor contenido de proteínas, seguido de los frijoles negros, con un 26% y 25.9%, respectivamente.

En cuanto al contenido de aminoácidos, Carbas et al. (2020), también encontraron que los frijoles Boston y negros tenían una mayor concentración de aminoácidos esenciales, con 9.3 g/100 g y 9.2 g/100 g, respectivamente. En el Cuadro 8 se muestra el perfil de aminoácidos de variedades de frijol común.

Cuadro 8. Perfil de aminoácidos en cuatro especies de *P. vulgaris*.

Aminoácido	Especies			
	Pinto	Blanco	Negro	Alubias
Alanina	4.5	4.5	NR	NR
Arginina	7.3	7.2	6.7	5.1
Aspartato	12.7	13.2	NR	NR
Cisteína	0.9	1.1	1.0	1.0
Glutamato	16.6	16.3	NR	NR
Glicina	4.1	4.6	NR	NR
Histidina	2.0	2.0	2.9	2.6
Isoleucina	3.4	3.2	4.1	4.2
Leucina	7.0	6.7	7.7	8.1
Lisina	7.5	7.1	6.7	6.7
Metionina	1.4	1.4	2.0	0.9
Fenilalanina	5.4	5.3	5.1	5.3
Prolina	NR	NR	NR	NR
Serina	6.5	6.8	NR	NR
Treonina	4.2	4.7	3.1	4.2
Triptófano	NR	NR	NR	NR
Tirosina	3.8	3.8	NR	NR
Valina	3.7	3.9	4.9	5.1

NR: No reportado. (Modificado de Hall *et al.*, 2016).

II.3.3.3 Lípidos

El contenido de lípidos en leguminosas generalmente es bajo (menor al 3%), y la composición principal consta de triglicéridos, fosfolípidos, ácidos grasos libres y esteroles (Hall *et al.*, 2016).

El ácido graso más comúnmente encontrado en las leguminosas es el linoleico, sin embargo, las diferencias encontradas pueden deberse al cultivar, condiciones climáticas y la especie de leguminosa (Hall *et al.*, 2016).

En cuanto a su contenido de lípidos, contienen ácidos grasos insaturados como el linoleico, palmítico y oleico (Celmeli *et al.*, 2018), siendo el linoleico un ácido graso esencial. Su contenido de lípidos es de aproximadamente 1-3% (Celmeli *et al.*, 2018; Los *et al.*, 2018). En el Cuadro 9 se muestra la composición de lípidos en variedades de frijol común.

Cuadro 9. Perfil de lípidos en cuatro especies de *P. vulgaris*.

Variedad de frijol	Lípidos (%)	Ácidos grasos					
		Palmítico	Esteárico	Oleico	Linoleico	Linolénico	Otros
Pinto	1-2	13	2	6	32	43	4
Blanco	2	18	4	14	25	40	0
Negro	2-3	15	4	13	32	36	3
Alubia	1-5	14	2	10	26	46	3

(Modificado de Hall *et al.*, 2016).

II.3.3.4 Compuestos antinutricios

Los factores antinutrientales son metabolitos secundarios de las plantas que interfieren con la absorción de nutrientes, su digestión y utilización por el organismo (Popova & Mihaylova, 2019). Dentro de estos factores están los taninos y fitatos, que se unen a proteínas y minerales, influenciando su bioaccesibilidad y digestibilidad (Wainaina *et al.*, 2019). Los inhibidores enzimáticos como: inhibidores de α -amilasa y tripsina, dificultan la digestión de almidones y proteínas; y como compuestos tóxicos las más estudiadas son las lectinas, siendo estos factores termosensibles (Lucini *et al.*, 2019 y Wainaina *et al.*, 2021).

El procesamiento térmico de frijol común ha mostrado una reducción de estos compuestos antinutricios debido a que son termolábiles y sus estructuras de degradan con la temperatura. Se ha reportado la reducción de fitatos de 28 – 51.6% y de lectinas de 99.61 – 99.81 % (L. Shi *et al.*, 2018; Wainaina *et al.*, 2021).

II.3.4 Compuestos bioactivos

II.3.4.1 Principales causas de mortalidad en México

Las enfermedades crónico degenerativas no transmisibles (ECDNTs) como el cáncer, obesidad, diabetes y enfermedades cardiovasculares han ido al alza a nivel global (ENSANUT, 2022). De acuerdo al INEGI, la causa principal de mortalidad en México son las enfermedades cardiovasculares, pero también se encuentran otras enfermedades no transmisibles en esta lista (INEGI 2023). La Figura 4 muestra las principales causas de mortalidad en México en el año 2022.

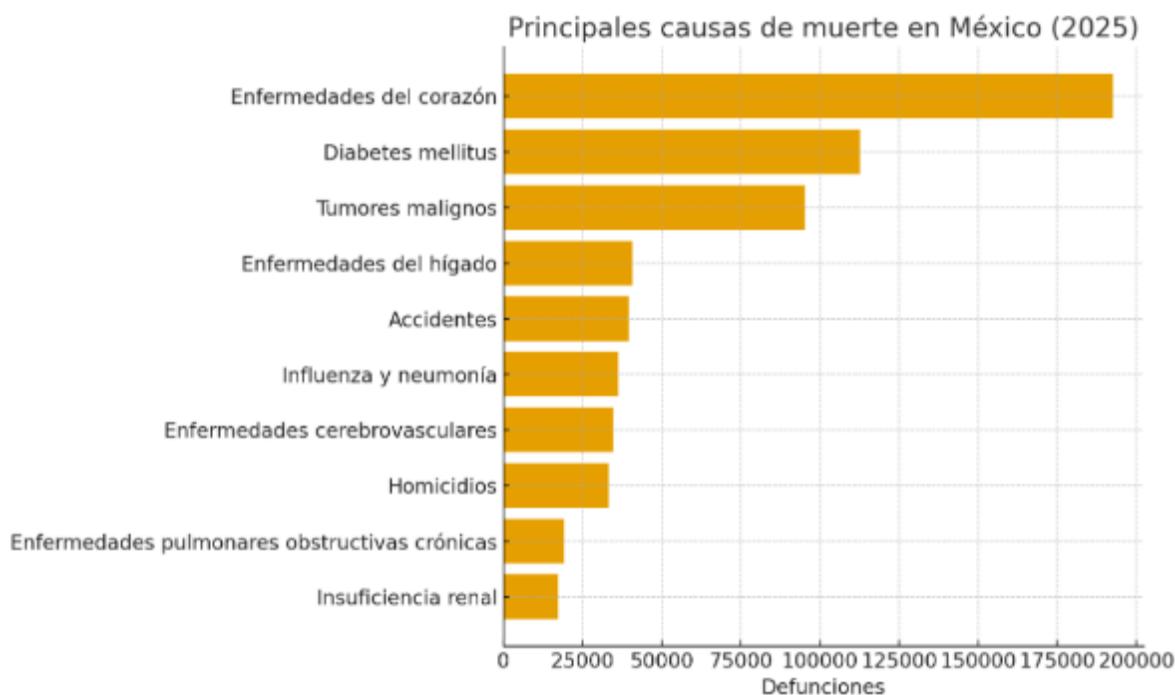


Figura 4. Principales causas de mortalidad en México en el año 2025.

(Adaptado de INEGI, 2025).

A partir de estos datos, es importante mencionar los efectos positivos que los compuestos bioactivos tienen en cuanto a disminuir el riesgo a padecer las ECDNTs como diabetes *mellitus* y dislipidemias, ya que se ha reportado que la fibra dietaria

del frijol común tiene efectos inhibitorios contra α -amilasa, α -glucosidasa y lipasa pancreática (Serna-Pérez *et al.*, 2021). También, Liu *et al.* (2024) reportaron que los compuestos fenólicos del frijol común (ácidos fenólicos, flavonoides y taninos condensados) tienen un efecto inhibitorio contra las enzimas mencionadas anteriormente. En general tienes que actualizar la bibliografía en la medida de lo posible

II.3.4.1 Compuestos fenólicos

Los compuestos fenólicos del frijol común son: ácidos fenólicos, flavonoides y proantocianidinas, los cuales tienen una potente capacidad antioxidante y, por lo tanto, reducen el estrés oxidativo en el organismo (Madrera *et al.*, 2021).

Los compuestos fenólicos más comunes en el frijol común son: ácido cafeico, p-cumárico, ferúlico, gálico, procatecuico, vanílico, y siríngico (Yang *et al.*, 2018). El contenido de estos compuestos puede variar dependiendo de la especie de frijol común, de la época y sitio de cultivo, de las condiciones climatológicas entre otras (Madrera *et al.*, 2021).

II.3.4.2 Flavonoides

Los flavonoides son los metabolitos secundarios más abundantes en el reino vegetal y su presencia se asocia con el sabor y color del frijol común, normalmente se acumulan en las vacuolas de las plantas como compuestos conjugados de forma glicosilada o esterificada (Yang *et al.*, 2018).

Los flavonoides consisten de un esqueleto de 15 carbonos, consisten de dos anillos aromáticos y un heterociclo de pirano; se dividen en seis grupos, dependiendo de su heterociclo, el cual varía en su patrón de sustitución: flavonoles, flavonas, isoflavonas, flavanonas, antocianidinas y flavanoles (Petroski & Minich, 2020). Se ha demostrado que los flavonoides que se encuentran en el frijol común tienen propiedades antioxidantes, anticancerígenas, contra diabetes tipo 2 y contra enfermedades cardiovasculares (Ballard & Maróstica, 2019). El mecanismo general de los flavonoides por el cual ejercen su efecto biológico se atribuye principalmente

en aumentar la actividad de enzimas antioxidantes o inhibición de enzimas pro oxidativas, como NADH oxidasa. También están involucrados en la modulación de enzimas que metabolizan ácido araquidónico, el cual produce prostaglandinas e inhibe la producción de citoquinas proinflamatorias (Ballard & Maróstica, 2019).

Los principales flavonoides encontrados en frijol común son: catequina, kaempferol, quercetina, miricetina y procianidina (Huber *et al.*, 2016). La Figura 5 muestra la estructura general de un flavonoide, la cual cuenta con tres anillos (A, B y C).

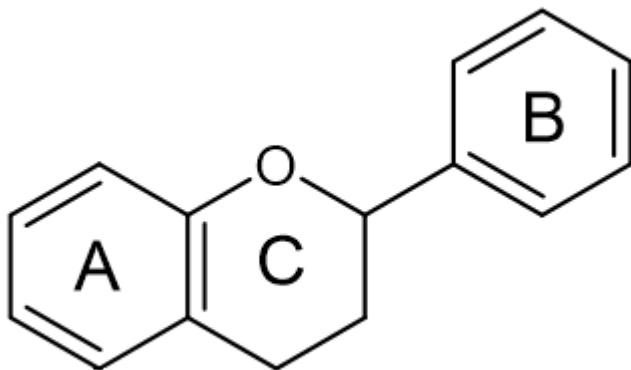


Figura 5. Estructura química general de los flavonoides.

II.3.4.3 Oligosacáridos

La fracción de carbohidratos en el frijol común se compone de monosacáridos, disacáridos, oligosacáridos y almidón. Los oligosacáridos son rafinosa, estaquiosa y verbascosa (Kotha *et al.*, 2020). Estos azúcares son considerados prebióticos, ya que son metabolizados por la microbiota asociada al colon para la formación de ácidos grasos de cadena corta (AGCC), como: acético (2C), propiónico (3C) y butírico (4C) (Chávez-Mendoza & Sánchez., 2017).

Los ácidos grasos de cadena corta son importantes para la salud, ya que ayudan a prevenir cáncer de colon, entre otras ECDNTs (Yao *et al.*, 2020). Campos-Vega *et al.* (2009), reportaron que la fermentación colónica *in vitro* de oligosacáridos modifica el pH del colon por la producción de ácidos grasos de cadena corta, lo cual es bueno para la microbiota. El cuadro 10 muestra la cantidad de diferentes carbohidratos en diferentes especies de frijol común.

Cuadro 10. Contenido de diferentes carbohidratos en cuatro especies de *P. vulgaris*.

Composición	Frijol			
	Pinto	Blanco	Negro	Alubia
Carbohidratos				
(g/100g)				
Totales	70 – 76	67 – 75	56 – 72	63 – 74
Azúcares	7 – 11	6 – 8	6 – 10	8 – 11
Almidón	27 – 40	21 – 40	20 – 32	31 – 43
Fibra dietaria				
(g/100g)				
Total	14 – 26	14 – 25	18 – 32	18 – 30
Insoluble	11 – 22	15 – 18	15 – 29	15 – 29
Soluble	3 – 4	3 – 5	4 – 6	1 – 6
Oligosacáridos				
(mg/g)				
Rafinosa	3.30	5.15	4.88	3.42
Estaquiosa	37.49	35.11	36.85	38.47
Verbascosa	0.88	0.56	0.48	1.06

(Modificado de Hall *et al.*, 2016; Kotha *et al.*, 2020).

Los beneficios estudiados son: regulación de inflamación en colon, mejor tránsito intestinal y motilidad, efectos sobre la obesidad y regulación de proceso

inmunológicos (Yao *et al.*, 2020). En la Figura 6 se muestran las estructuras químicas de los tres principales AGCC.

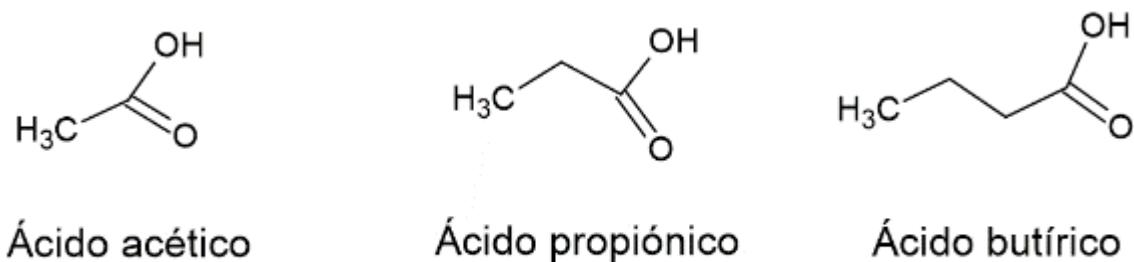


Figura 6. Estructura química del ácido acético, propiónico y butírico.

II.4 Digestión gastrointestinal *in vitro*

Existe un interés de la comunidad científica por conocer los efectos que tienen los alimentos en la salud, por lo cual se han implementado técnicas que simulan a la digestión del tracto gastrointestinal de los seres humanos para dar a conocer qué ocurre con los alimentos bajo estas condiciones (Bohn *et al.*, 2017).

El uso de técnicas de digestión *in vitro* se ha empleado principalmente para evaluaciones en áreas como la nutrición, química de los alimentos, farmacología, microbiología y toxicología, en donde dentro de estos, la mayoría de los estudios se enfocan en evaluar los efectos de la digestión sobre macromoléculas, principalmente proteínas y en fármacos. Sin embargo, este campo se ha expandido, teniendo nuevos enfoques como la evaluación de la digestión y la bioaccesibilidad de compuestos bioactivos, teniendo como principal ventaja ante otros ensayos *in vivo*, el estudio de cada una de las fases de digestión gastrointestinal y sus efectos sobre la matriz alimentaria y sus compuestos, de manera controlada, sin necesidad del uso de modelos animales o humanos (Lucas-González *et al.*, 2018).

Existen diferentes métodos para realizar los ensayos de digestión *in vitro*, desde sistemas estáticos hasta dinámicos multicompartmentales. Los más comunes son los estáticos, ya que pueden simular las condiciones gastrointestinales mediante reacciones en agitación de manera sucesiva, recreando condiciones bioquímicas como temperatura, enzimas y sales biliares en los diferentes compartimentos del tracto gastrointestinal (Li *et al.*, 2020).

A diferencia de los sistemas estáticos, los dinámicos pueden estudiar los aspectos dinámicos de la digestión, como el transporte de alimentos digeridos, secreción continua de fluidos digestivos, variación de pH a través del tiempo y variación en la concentración de enzimas (Li *et al.*, 2020). En la Figura 7 se muestra un diagrama de los pasos a seguir para un ensayo de digestión *in vitro* estático.

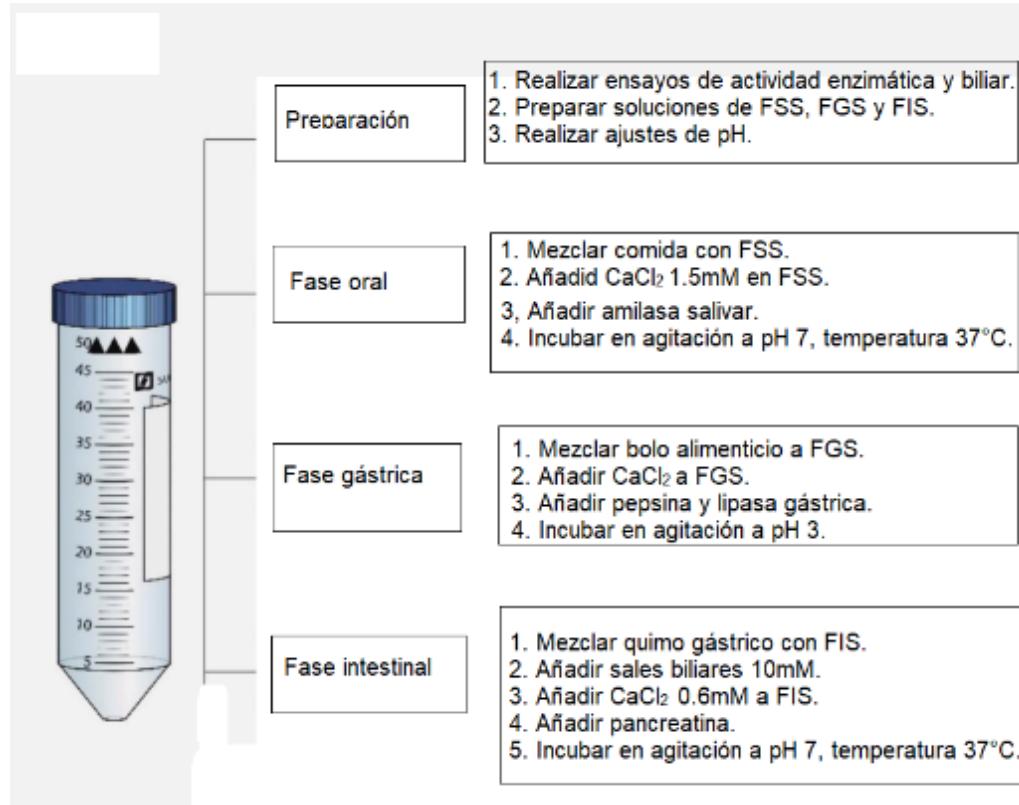


Figura 7. Ensayo de digestión *in vitro* estático. FSS: Fluido salival simulado, FGS: Fluido gástrico simulado. FIS: Fluido intestinal simulado. (Modificado de Li *et al.*, 2020).

La principal desventaja de los modelos dinámicos yace en que no existe un modelo que se comprenda de todas las fases digestivas (oral, estomacal e intestinal), además de su mayor costo a diferencia de modelos estáticos (Li *et al.*, 2020). Debido a esto, en la actualidad, el modelo estático propuesto por Minekus *et al.* (2014) se reconoce como el modelo estandarizado a seguir para los ensayos de digestión *in vitro*. Este modelo consiste en la preparación de fluidos gastrointestinales simulados, con enzimas y compuestos preferentemente de la maraca Sigma-Aldrich, los cuales tienen valores de pH y concentraciones enzimáticas definidas, así como también temperatura y tiempos estandarizados para cada una de las fases gastrointestinales (Minekus *et al.*, 2014).

III. Justificación

En la actualidad, debido al ritmo de vida que se tiene, la sociedad ha empezado a buscar alternativas para alimentos que sean de fácil acceso y que requieran de un tiempo mínimo para su preparación y consumo.

Esto ha orillado a la población a consumir alimentos considerados refrigerios o botanas, que en muchos casos son adicionados con azúcares, grasas saturadas y altos en calorías, provocando un aumento de las ECDNTs como: obesidad, diabetes *mellitus*, dislipidemias, entre otras.

A partir de esto, es de suma importancia el desarrollo de alimentos funcionales que ayuden a la prevención y control de las enfermedades mencionadas anteriormente. Uno de estos alimentos, el cual es una barra preparada a base de harina de frijol común y harina de avena, formulada por el grupo de trabajo y se llevó a cabo un estudio clínico en mujeres con dislipidemias, en donde consumieron 25 g de la barra dos veces al día, el ensayo duró 8 semanas y los resultados arrojaron una disminución de triglicéridos, glucosa y peso corporal.

Sin embargo, aún no se ha realizado un ensayo de digestión gastrointestinal y su efecto sobre los compuestos bioactivos de la barra. Este tipo de ensayos es de gran importancia, ya que permiten dar a conocer la transformación mecánica y enzimática de los compuestos y su bioaccesibilidad en cada una de las etapas de la digestión gastrointestinal de manera confiable, económica y sin implicaciones éticas, a diferencia de ensayos en modelos *in vivo* y estudios clínicos.

Además, los ensayos *in vitro*, permiten dar a conocer potenciales mecanismos de acción de los compuestos bioactivos de los alimentos, como inhibición de enzimas digestivas relacionadas con la absorción de carbohidratos y lípidos, en la prevención y/o control de ECDNTs, de manera precisa y económicamente viable.

IV. Objetivos

IV.1 Objetivo General

- Evaluar el efecto de la digestión sobre los compuestos bioactivos de una barra de frijol común (*P. vulgaris*) y avena (*A. sativa*) mediante un ensayo de digestión gastrointestinal *in vitro* y la actividad biológica de los compuestos bioactivos en la inhibición de enzimas digestivas (α -amilasa, α -glucosidasa, lipasa pancreática).

IV.2 Objetivos particulares

1. Evaluar el efecto de la digestión y la fermentación colónica sobre los compuestos bioactivos de una barra de frijol común (*P. vulgaris*) y avena (*A. sativa*) mediante un ensayo de digestión *in vitro*.
 - 1.1 Identificar y cuantificar los compuestos fenólicos libres y ligados durante la cinética de la digestión *in vitro*.
 - 1.2 Identificar y cuantificar carbohidratos funcionales durante la cinética de la digestión *in vitro*.
 - 1.3 Evaluar la producción de ácidos grasos de cadena corta durante la cinética de la fermentación colónica de la barra.
2. Evaluar el efecto de los compuestos bioactivos de la barra nutritiva sobre enzimas digestivas (α -amilasa, α -glucosidasa y lipasa pancreática).

V. Materiales y Métodos

V.1 Materiales

V.1.1 Materia Prima

El frijol común (*P. vulgaris*) y las hojuelas de avena (*A. sativa*) se obtendrán de productores del estado de Querétaro.

V.1.2 Reactivos

Todos los reactivos empleados para esta investigación se obtendrán de las marcas Sigma-Aldrich y J. T. Baker.

V.2 Metodología

V.2.1 Preparación de la barra

La elaboración de las barras de frijol y avena se prepararon con la metodología descrita por Ramírez-González (2018), la cual está descrita en la Figura 8.

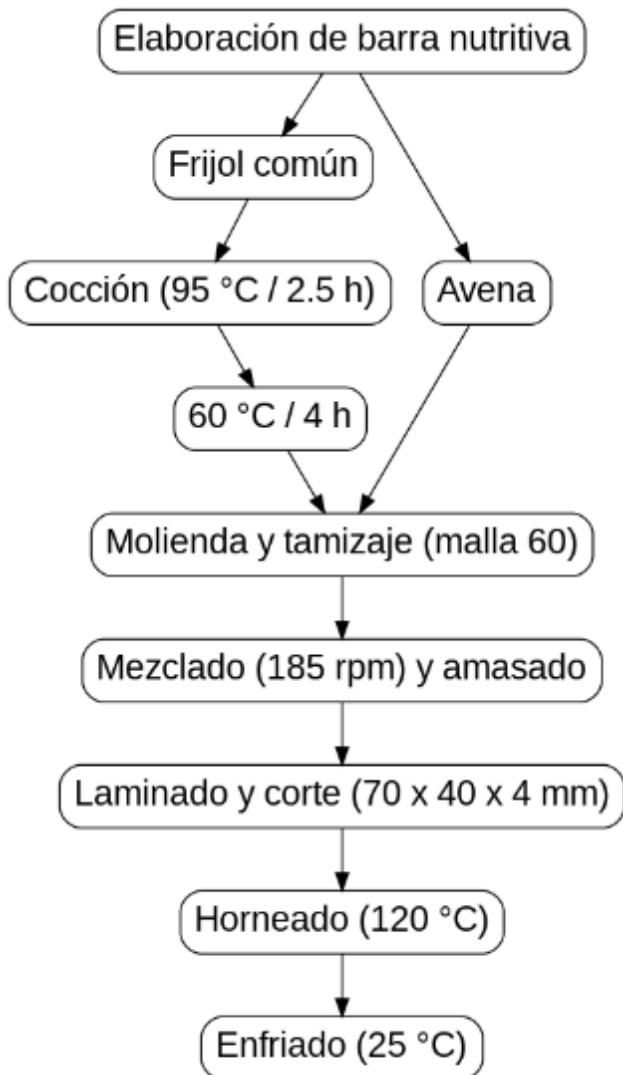


Figura 8. Diagrama de flujo para el proceso de elaboración de barras de frijol común y avena. (Adaptada de Ramírez-González, 2018).

El frijol común limpiado de impurezas y de granos dañados se enjuagó con agua. Se cocieron de acuerdo a la metodología descrita por Aparicio-Fernández *et al.* (2005), donde se tomó una relación 1:4 de frijol-agua, se llevaron a punto de ebullición (95 °C) durante 2.5 h para su cocción. Una vez realizada la cocción, el frijol junto al caldo de cocción se secaron en un horno por convección a 60°C durante 12 horas y el producto obtenido se molvió y tamizó. Para ello, se utilizó una malla 60 para la reducción del tamaño de partícula de la harina de frijol a 250 µm. Los granos molidos fueron almacenados en bolsas de plástico y protegidos de

la luz a 4 °C hasta su uso. Las hojuelas de avena fueron molidas y almacenadas de la misma manera que la harina de frijol común.

Las barras fueron elaboradas de acuerdo a Ramírez-González (2018), mezclando todos los ingredientes (30% harina de frijol común, 26% harina de avena, 1% lecitina de soya, 3% aceite de maíz) en una batidora eléctrica (Blazer SSD-20^a, Blazer, Monterrey, México) a 185 rpm (1.1 KW) y posteriormente, la masa se amasó a mano, esta se laminó y cortó a un tamaño estándar de 70 mm x 40 mm x 4 mm utilizando una tortilladora manual. Las barras se colocaron en charolas de aluminio (65 cm x 54 cm) y se hornearon en un horno de convección eléctrico (HC-35-D, Coriat, México) a 120 °C durante 30 minutos.

Finalmente, las barras se dejaron enfriar a temperatura ambiente y se almacenaron a 25 °C hasta su posterior uso (Ramírez-Jiménez *et al.*, 2018).

V.2.2 Caracterización química de la barra avena-frijol

V.2.2.1 Humedad

El contenido de humedad de la barra de avena-frijol se determinó mediante la pérdida de humedad de la muestra usando la metodología 925.23 de la AOAC (2002).

Se pesaron 3 g de la muestra en crisoles de porcelana y se introdujeron a la estufa con una temperatura de 130 °C durante 3 horas. Posteriormente, se colocaron los crisoles en un desecador durante 40 minutos hasta alcanzar la temperatura ambiente, posteriormente, se pesaron y se anotaron los pesos. El porcentaje de humedad se calculó con la siguiente ecuación:

$$\text{Humedad (\%)} = \frac{(W_1 + W_2) - W_3}{W_2} \times 100$$

Donde W_1 es el peso inicial del crisol a peso constante (g), W_2 es el peso de la muestra (g) y W_3 es el peso final del crisol con la muestra (g).

V.2.2.2 Lípidos

El contenido de lípidos se determinó a partir del extracto de éter de la muestra, mediante la metodología 920.39 de la AOAC (2002).

En un cartucho de celulosa se colocaron 3 g de muestra y se cubrió con algodón y fue colocado en el compartimiento de extracción Goldfish, donde se encontraba un matraz a peso constante al que se le adicionó éter de petróleo hasta cubrir 2/3 partes de su volumen, de tal forma que se cubra muestra y se pueda observar el efecto sifón. Posteriormente, se ajustó el flujo de extracción a 10 reflujos por hora durante 4 horas. Transcurrido el tiempo de extracción, se transfirió el matraz a una estufa a 100 °C para ser secado y retirar la humedad y los residuos del solvente. Finalmente, el matraz pasó a un desecador hasta llegar a temperatura ambiente y fue pesado. Los resultados se determinaron empleando la siguiente ecuación :

$$\% \text{ Lípidos} = \frac{(W_1 + W_2) - W_3}{W_2} \times 100$$

Donde W_1 es el peso inicial del matraz a peso constante (g), W_2 es el peso de la muestra (g) y W_3 es el peso del crisol con los lípidos (g).

V.2.2.3 Proteína

El contenido de proteína se determinó a partir de nitrógeno total de la muestra, mediante un análisis cuantitativo volumétrico, usando la metodología 920.15 de la AOAC (2002).

Se preparó un tubo Kjeldahl y se molió la muestra. Al tubo se le adicionaron 0.5 g de muestra, 0.4 g de sulfato de cobre, 3.5 g de sulfato de sodio y 15 mL de ácido sulfúrico. En otro tubo igual, se preparó un blanco. Los tubos se colocaron en el digestor y se calentaron gradualmente a 400 °C, hasta que se observó una coloración verde translúcida. Posteriormente, se dejaron enfriar el tubo hasta temperatura ambiente.

Una vez a temperatura ambiente, al tubo se le adicionaron 100 mL de agua destilada y 50 mL de hidróxido de sodio al 40% para llevar a cabo la destilación.

Inmediatamente después, se destilaron con vapor de agua hasta alcanzar un volumen de 150 mL, el cual se colocó en un matraz Erlenmeyer de 250 mL que contenía 25 mL de ácido bórico 0.2 N, rojo de metilo y verde de bromocresol como indicadores. Finalmente, se tituló con ácido clorhídrico 0.1 N y se determinó el nitrógeno total que se multiplicó por 5.7 (factor de conversión equivalente al porcentaje de proteína presente en el medio).

Los cálculos para la determinación de nitrógeno total y la conversión a proteína se realizaron por medio de las siguientes ecuaciones:

$$\% \text{ Nitrogeno} = \frac{(A - B) C}{D} \times 1.401$$

$$\% \text{ Proteína} = \% \text{ Nitrógeno} \times 6.25$$

Donde A es el volumen de HCl utilizado para titular la muestra (mL), B el volumen de HCl utilizado para titular la solución blanco (mL), C la concentración de HCl (N) y D es el peso de la muestra (g).

V.2.2.4 Cenizas

El contenido de cenizas se determinó a partir del residuo inorgánico de la muestra, mediante un análisis cuantitativo, usando la metodología 945.46 de la AOAC (2002).

En crisoles de porcelana se pesaron 3 g de muestra y se introdujeron en una mufla a una temperatura de 550 °C – 600 °C hasta obtener cenizas de color blanco o gris claro. Después se dejaron enfriar los crisoles en un desecador hasta temperatura ambiente. Finalmente, se pesaron con las cenizas y el contenido de cenizas, en porcentaje, se obtendrá a partir de la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Cenizas} = \frac{(W_1 + W_2) - W_3}{W_2} \times 100$$

Donde W_1 es el peso inicial del crisol a peso constante (g), W_2 es el peso de la muestra (g) y W_3 es el peso final del crisol con las cenizas (g).

V.2.2.5 Carbohidratos

El contenido de carbohidratos se obtuvo a partir de la diferencia de los componentes anteriormente mencionados.

El contenido de carbohidratos en porcentaje, se calculó con la siguiente ecuación:

$$\text{Carbohidratos (\%)} = 100 - (\% \text{ Humedad} + \% \text{ Lípidos} + \% \text{ Proteína} + \% \text{ Ceniza})$$

V.2.3 Cuantificación de compuestos nutraceúticos

V.2.3.1 Fibra dietaria total

El contenido de fibra dietaria total fue obtenido a partir de la suma de las fracciones de fibra dietaria insoluble y fibra dietaria soluble de la muestra.

El contenido de fibra dietaria total se calculó con la siguiente ecuación:

$$\text{Fibra dietaria total} = \text{Fibra dietaria insoluble} + \text{Fibra dietaria soluble}$$

V.2.3.1.1 Fibra dietaria insoluble (FDI)

El contenido de FDI se determinó mediante la metodología descrita por Shiga *et al.* (2003).

En un matraz se agregó 1 g de muestra desgrasada, seguido de la adición de 50 mL de solución amortiguadora de fosfato de sodio 0.08 M a pH 6.0. Se protegió de la luz a la muestra y se agregó 0.1 mL de α -amilasa y se incubó a 94 °C en termobaño durante 30 minutos, con intervalos de agitación vigorosa de 5 minutos. Transcurrido el tiempo, se dejó enfriar a temperatura ambiente y se ajustó el pH a 7.5. Después, se adicionaron 0.1 mL de proteasa y se incubó a 60 °C en baño María durante 30 minutos con agitación constante. Posteriormente, se dejó enfriar a temperatura ambiente y se filtró sobre papel filtro no. 4. Se recolectó el sobrenadante. A la pastilla residual se le hicieron dos lavados con 15 mL de agua destilada a 60 °C cada uno. Se recolectaron ambos lavados con el sobrenadante; la pastilla sobre el papel filtro se llevó a peso constante a 60 °C durante 24 h. Finalmente, se dejó enfriar a temperatura ambiente en un desecador y se pesó.

El contenido de FDI de la muestra, en porcentaje, se calculó con la siguiente ecuación:

$$FDI (\%) = \left(\frac{W_{PPM} - W_{PP}}{p} \right) \times (100 - \%GC_M)$$

Donde W_{PPM} es el peso del papel filtro con la fibra insoluble (en g), W_{PP} es el peso del papel filtro a peso constante (en g), P es el peso de la muestra desgrasada (en g) y $\%GC_M$ el porcentaje de grasa cruda de la muestra.

V.2.3.1.2 Fibra dietaria soluble (FDS)

De la determinación de FDI, de la cual se conservó el sobrenadante y el agua de lavado.

Se filtró y secó papel filtro no. 42 a 60 °C durante 24 h. Posteriormente, se transfirió a un desecador y se dejó enfriar a temperatura ambiente para su posterior pesado.

En un matraz protegido de la luz se agregó el sobrenadante y un volumen igual (1:1) de etanol al 80% y se dejó precipitar durante 24 h a 4 °C. Posteriormente, se filtró al vacío con un papel filtro no. 42 a peso constante. Tras el filtrado, se realizaron dos lavados con 15 mL de etanol al 80% y posteriormente, dos lavados con 15 mL de acetona. El papel filtro se secó a 60 °C durante 24 h. Posteriormente, se transfirió a un desecador y se dejó enfriar a temperatura ambiente para su posterior pesado.

El contenido de FDS, en porcentaje, se calculó con la siguiente ecuación:

$$FDS (\%) = \left(\frac{W_{PPM} - W_{PP}}{p} \right) \times (100 - \%GC_M)$$

Donde W_{PPM} es el peso del papel filtro con la fibra soluble (en g), W_{PP} es el peso del papel filtro a peso constante (en g), P es el peso de la muestra desgrasada (en g) y $\%GC_M$ el porcentaje de grasa cruda de la muestra.

V.2.3.2 Compuestos fenólicos

Para la extracción de compuestos fenólicos de la muestra, se utilizó la metodología descrita por Cardador-Martínez *et al.* (2002).

V.2.3.2.1 Extracto metanólico

En un matraz Erlenmeyer, se colocaron 200 mg de muestra y se adicionaron 10 mL de metanol al 100%. El matraz fue protegido de la luz y se agitó durante 24 h a 40 rpm a temperatura ambiente. Posteriormente, el contenido del matraz se trasvasó a tubos para centrifuga de 50 mL y se centrifugaron a 5000 g durante 10 minutos a 4 °C. El sobrenadante se almacenó a 4 °C, en oscuridad hasta su posterior análisis.

V.2.3.2.2 Determinación de compuestos fenólicos totales

La determinación se llevó a cabo mediante la metodología descrita por Singleton *et al.*, (1999), a microescala, utilizando el reactivo de Folin-Ciocalteau.

Se realizó una curva de calibración de ácido gálico con diferentes concentraciones.

En cada pocillo se agregaron 25 µL de extracto de la muestra, 25 µL de reactivo de Folin-Ciocalteau (1:1 en agua destilada) y 200 µL de agua, se incubó durante 5 minutos a 40° C en agitación constante y cubierto de la luz. Posteriormente, se añadieron 25 µL de NaCO₃ al 10 %. Se dejó incubando nuevamente durante 30 mins. A 40° C, cubierto de la luz y en agitación constante.

Finalmente, se realizó la medición a 760 nm y los resultados se expresaron como mg eq. de ácido gálico (GAE) por g de muestra.

V.2.3.2.3 Flavonoides totales

La determinación de flavonoides totales se llevó a cabo mediante un ensayo espectrofotométrico, se expresarán en mg equivalentes de rutina por gramo de muestra (mg eq. / g). Se utilizó la metodología descrita por Oomah *et al.* (2005).

Se realizó una curva de calibración de rutina de 0 a 50 µg/mL. Para la determinación de los flavonoides, se colocaron 50 µL de extracto metanólico, 180 µL de metanol y 20 µL de 2-aminoetildifenilborato 1% en una placa de 96 pocillos. El blanco fue 250 µL de metanol; las muestras se analizaron a una absorbancia de 404 nm.

V.2.3.2.4 Taninos condensados

La determinación de taninos condensados se llevó a cabo mediante un ensayo espectrofotométrico, se expresaron en mg de equivalentes de (+)-catequina por gramo de muestra. Se utilizó la metodología descrita por Deshpande & Cheryan (1985, 1987), con adecuaciones por Feregrino-Pérez *et al.* (2008).

Se realizó una curva de calibración de (+)-catequina de 0 a 1 mg/mL. Para la determinación de taninos condensados en la muestra, se colocaron en una placa de 96 pocillos, 50 µL de extracto metanólico y 200 µL de reactivo vanilina 1%-HCl 8% (1:1). El blanco fue 250 µL de metanol y el control 50 µL de extracto metanólico (muestra) y 200 µL de HCl 4%. Las muestras se analizaron a una absorbancia de 495 y 540 nm.

V.2.3.3 Cuantificación de compuestos fenólicos por HPLC-DAD

El extracto de metanol se obtuvo de acuerdo al proceso de Cardador-Martínez *et al.* (2002).

Los compuestos fenólicos fueron analizados de acuerdo a la metodología de Sánchez-Quezada *et al.* (2023). Se realizó un análisis HPLC-DAD, en un equipo HPLC Agilent Serie 1100 (Agilent Technologies, Palo Alto, CA, EE. UU.), con una columna Zorbax Eclipse XDB-C18 (4.6 × 250 mm, 5 µm). La columna fue controlada termostáticamente a $35\pm0.6^{\circ}\text{C}$ y la tasa de flujo será de 1mL/min. La fase móvil consistió de dos solventes. Solvente A: agua ajustada con 1% de ácido fórmico. Solvente B: acetonitrilo. Se llevó a cabo un gradiente lineal de la siguiente manera: 80 – 83 % del solvente A se retuvo durante 7 minutos, 83 – 60 % se retuvo durante 5 minutos, 60 – 50 % durante 1 minuto y 50 – 85 % durante 2 minutos. La detección se llevó a cabo a 280 nm con una velocidad de adquisición de 1 s. Se inyectaron 20 µL de muestra y se realizó el ensayo por duplicado. Para la cuantificación, se utilizó el método de estándares externos con estándares comerciales de (+)-catequina, quercetina, vanilina, ácido elágico, caféico, ferúlico, gálico, clorogénico y sinápico.

V.2.3.4 Capacidad antioxidante

Para la determinación de la capacidad antioxidante de la barra de avena-frijol, se utilizó el extracto metanólico que contiene los compuestos fenólicos de la misma y se cuantificó mediante dos métodos, ABTS y DPPH.

V.2.3.4.1 Método ABTS

La determinación de la capacidad antioxidante por el método ABTS se realizó espectrofotométricamente, utilizando el radical ácido 2,2-acino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico) (ABTS), y se expresó como actividad antirradical (ARA) y µg equivalentes de Trolox (TEAC). Se utilizó la metodología descrita por Nenadis *et al.* (2004).

Se preparó una solución de ABTS (5 mL de ABTS 7 mM y 88 µL de persulfato de sodio 140 mM) y se almacenó protegida de la luz durante 16 horas.

Se realizó una curva de calibración de Trolox de 0 a 5 mM. Para la determinación de la capacidad antioxidante, se colocaron, en una placa de 96 pocillos, 20 µL del extracto metanólico y 230 µL de solución ABTS. La solución con el radical fue diluida con etanol hasta alcanzar una absorbancia de 0.7 ± 0.5 , a una longitud de onda de 734 nm. Las muestras fueron analizadas a una absorbancia de 734 nm en tiempos de 0, 10, 30, 60, 90 y 120 minutos.

V.2.3.4.2 Método DPPH

La determinación de capacidad antioxidante por método DPPH, se realizó espectrofotométricamente, utilizando el radical 1, 1-difenil-2-picrilhidracil (DPPH), y se expresó como µg de equivalentes de Trolox (TEAC). Se utilizó la metodología descrita por Fukumoto & Mazza (2000).

Se realizó una curva de calibración de Trolox de 0 a 5 mM. Para la determinación de capacidad antioxidante de la muestra, se colocaron, en una placa con 96 pocillos, 20 µL del extracto metanólico y 230 µL de la solución de DPPH (150 µM).

Las muestras se analizaron a una absorbancia de 520 nm en tiempos 0, 10, 30, 60, 90 y 120 minutos.

V.2.3.4.3 Método FRAP

La determinación de capacidad antioxidante por método FRAP, se midió espectrofotométricamente, mediante la metodología descrita por Benzie & Strain (1996), adaptaba a la microescala. El método consiste en la reducción del ion Fe³⁺ a Fe²⁺, mediante el acomplejamiento con TPTZ, pasando de un color cobrizo a azul.

Se colocaron 25 µL de muestra en cada pocillo y se añadieron 175 µL de la solución de trabajo FRAP. Finalmente, se llevó a cabo la medición a 595 nm. Los resultados se expresaron como µmol eq. de Trolox/g de muestra (TEAC).

V.2.4 Extracción y cuantificación de oligosacáridos

Los oligosacáridos fueron extraídos de las barras de acuerdo al procedimiento reportado por Smiricky *et al* (2002).

Se homogeneizó 1 g de harina de barra de frijol común y avena con agua desionizada y se colocó en baño María a 80 °C durante 60 minutos. Transcurrido el tiempo, la muestra se transfirió a un matraz volumétrico de 250 mL y se aforó a este volumen, posteriormente, se filtró la muestra para su análisis HPLC.

Se realizó un análisis HPLC-RID. La columna fue controlada termostáticamente a 35±0.6°C y la tasa de flujo fue de 1mL/min. Como fase móvil, se utilizó agua ajustada con 50% de acetonitrilo a 1.00 mL/min (Muzquiz *et al.*, 1999). Las curvas estándares se determinaron utilizando rafinosa, estaquiosa y verbascosa.

V.2.5 Digestión gastrointestinal *in vitro*

Para la digestión gastrointestinal *in vitro* de la barra de avena-frijol, se empleó la metodología descrita por Minekus *et al.* (2014) con algunas modificaciones.

Se prepararon soluciones que simulan fluidos digestivos [fluido gástrico simulado (FGS) y fluido intestinal simulado (FIS)], a partir de soluciones electrolíticas, enzimas, cloruro de calcio y agua, de acuerdo al Cuadro 11.

Cuadro 11. Concentraciones electrolíticas en FGS y FIS.

Componente	FGS	FIS
	mmol / L	mmol / L
K ⁺	7.8	7.6
Na ⁺	72.2	123.4
Cl ⁻	70.2	55.5
H ₂ PO ₄ ⁻	0.9	0.8
HCO ₃ ⁻ , CO ₃ ²⁻	25.5	85
Mg ²⁺	0.1	0.33
NH ₄ ⁺	1.0	-
Ca ²⁺	0.15	0.6

FGS = fluido gástrico, FIS = fluido intestinal. (Modificado de Minekus *et al.*, 2014).

Para la fase oral, se recolectó saliva de voluntarios sanos, tomando enjuagues bucales con 5 mL de agua destilada, y colocándolos en vasos con otros 5 mL de agua destilada, esto se repitió 4 veces por voluntario. Se trituró la muestra en una procesadora de alimentos eléctrica. Posteriormente, se adicionó saliva de los donadores, hasta obtener una consistencia pastosa, teniendo una relación muestra-saliva de 50:50 (w/v). Después, la muestra se incubó a 37 °C durante 2 minutos.

Para la fase gástrica, 5 partes del bolo alimenticio se mezclaron con 4 partes de FGS, hasta obtener una relación 50:50 (v/v) después de la adición de agua y otros componentes. Se añadió pepsina porcina (2000 U/mL), posteriormente, se añadió CaCl₂, hasta alcanzar una concentración de 0.075 mM. Se ajustó el pH a 2.0 adicionando HCl 1M. Finalmente, se añadió agua destilada necesaria para alcanzar la dilución. Finalmente, se incubó a 37 °C durante 2 h, en agitación constante.

Para la fase intestinal, 5 partes de quimo gástrico se mezclaron con 4 partes de FIS hasta obtener una relación 50:50 (v/v) después de la adición de agua destilada y otros componentes. Se añadió NaOH 1 M para neutralizar pH hasta 7.0. Posteriormente, se adicionó pancreatina porcina (100 U/mL) y sales biliares hasta

una concentración de 10 mM. se añadió CaCl₂ en la mezcla digestiva final, hasta una concentración 0.3 mM. Finalmente, se incubó a 37 °C durante 2 h.

V.2.6 Fermentación colónica

Se utilizó el método de fermentación colónica propuesta por Campos-Vega *et al.*, (2009), para estimar el efecto de la fracción no digerida de la barra de avena y frijol dentro del colon. Para este ensayo se requirió de la donación de materia fecal de un individuo sano, el cual fue un hombre de 27 años, con un IMC de 21.9, quien no presentó cuadros de enfermedades gastrointestinales y afirmó no haber usado antibiótico en los 3 meses previos al ensayo, que leyó y firmó un documento de consentimiento informado, el cual se encuentra en la sección de Anexos de este documento. El voluntario donó la primera evacuación del día, la colocó en un tubo estéril para su posterior uso. Este ensayo se realizó de acuerdo a la Declaración de Helsinki, la Ley General de Salud y las pautas de CIOMS. Este ensayo se realizó con materia fecal humana, ya que la microbiota de esta se encarga de la fermentación de la fracción no digerible de los alimentos; este ensayo sirvió para evaluar la producción de ácidos grasos de cadena corta a partir de la fracción no digerible de la barra nutritiva, estos teniendo posibles efectos positivos para la salud. El estudio no presenta ningún tipo de riesgo para los voluntarios. De acuerdo a la NOM-087-ECOL-SSA-2002, los residuos biológicos se colocaron en bolsas de polietileno con un calibre mínimo de 300, etiquetadas con la siguiente leyenda, “Residuo biológico peligroso”, las bolsas deben ser impermeables y con un contenido de metales pesados no más de una parte por millón y libres de cloro; también se marcaron con el signo universal de residuo biológico peligroso con la leyenda, “Residuos biológicos peligrosos e infecciosos”. Además, los residuos fueron esterilizados a 40 °C durante 20 minutos para garantizar la eliminación de organismos patógenos. Las bolsas se sellaron sin ser llenadas a más del 80% de su capacidad total, se anotó el peso y se mantuvieron en congelación hasta que se llevó a cabo la recolección con los proveedores autorizados.

La fermentación se llevó a cabo en termo baño a 37 °C. Se utilizó rafinosa como azúcar fermentable control, bajo las mismas condiciones. El inóculo de materia fecal se preparó con materia fecal donada por un individuo sano, que no hubo consumido antibióticos por al menos 3 meses y que no tenía historial de enfermedades gastrointestinales.

Se utilizaron tubos estériles de 15 mL, a los cuales se adicionaron 9 mL de medio de cultivo basal, el cual consistió de concentraciones (g/L): 2 agua peptonada, 2 extracto de levadura, 0.1 NaCl, 0.04 K₂HPO₄, 0.04 KH₂PO₄, 0.01 MgSO₄·7H₂O, 0.01 CaCl₂·2H₂O, 2 NaHCO₃, 0.5 cisteína-HCl, 0.5 sales biliares, 2 mL tween 80 y 0.2 g hematina (diluida en 5 mL NaOH). Los tubos cerrados se mantuvieron en una cámara con H₂:CO₂:N₂ (10:10:80), en volumen) durante 24 h.

Las soluciones de materia fecal se prepararon homogeneizando 2 g de materia fecal fresca con 18 mL de solución amortiguadora de fosfato de sodio 0.1 M, pH 7.0. A los tubos con medio de cultivo se les añadió 1 mL de solución de materia fecal, posteriormente, se adicionaron 100 mg de polisacáridos.

Las muestras fueron agitadas en vórtex durante 30 segundos y se colocaron en termo baño a 37 °C. El pH y producción de AGCC se midieron a las 0, 6, 12 y 24 h. La fermentación fue detenida colocando los tubos en un congelador a -70 °C.

V.2.7 Cuantificación de ácidos grasos de cadena corta

Los tubos de fermentación colónica utilizados anteriormente, se descongelaron rápidamente en agua tibia. Se tomó una muestra de 1.5 mL y se centrifugó (Hermle Z 323 K, Hermlelabortechnik GmbH, Wehingen, Alemania) a 4500 rpm durante 15 minutos a 4 °C; 800 µL del sobrenadante se transfirieron a un tubo de 8 mL y se ajustó el pH a 2.9 – 3.1 adicionando HCl 1 M; 750 µL de la muestra se colocó en un vaso de precipitados y se añadieron 120 µL de ácido fórmico. Una alícuota (1.5 µL) del sobrenadante se cargaron en el puerto de inyección de un HPLC-FID (Agilent Technologies Wilmington, Del., E.U) y se separó en una columna Carbowax 20 M (25 m x 320 µm x 0.30 µm). Se utilizó helio como gas acarreador con una tasa de

flujo de 1.0 mL/min. La temperatura inicial se mantuvo a 95 °C durante 2 minutos y luego, se aumentó con una tasa de 20 °C/min hasta 180 °C. La temperatura del detector de ionización de llama (FID) y del puerto de inyección fue de 240°C y 200 °C, respectivamente. Las tasas de flujo de hidrógeno, aire y nitrógeno fueron 30, 300 y 20 mL/min, respectivamente. Los estándares utilizados para cuantificar AGCC en las mezclas de fermentación fueron ácido acético, propiónico y butírico.

V.2.8 Medición de bioaccesibilidad

El cálculo de bioaccesibilidad de los compuestos fenólicos y oligosacáridos durante la digestión gastrointestinal y fermentación colónica *in vitro* fue llevado a cabo de acuerdo a D'Antuono, *et al.*, (2015). A partir de las concentraciones obtenidas en la determinación de compuestos fenólicos y oligosacáridos, se empleó la siguiente ecuación para la determinación de bioaccesibilidad, en porcentaje:

$$\text{Bioaccesibilidad (\%)} = \left(\frac{C_0 - C_f}{C_f} \right) \times 100$$

Donde C_0 son las concentraciones iniciales de los compuestos fenólicos u oligosacáridos en un periodo de incubación específico (estómago, intestino delgado y colon) y C_f la concentración final de los compuestos en el mismo periodo de incubación.

V.2.9 Determinación de inhibición enzimática de α -amilasa

La determinación de la inhibición enzimática de α -amilasa se llevó a cabo utilizando la metodología propuesta por Apostolidis *et al.* (2007).

Se utilizó solución pancreática porcina de α -amilasa tipo IV B (13 U/mL disuelta en 250 μ L de solución amortiguadora de fosfato de sodio 0.02 M) y se mezcló con 250 μ L de muestra, la cual consistió tanto en un extracto de compuestos fenólicos, como de fibra dietaria extraída de la barra de frijol común cocido y avena o de control positivo (acarbosa 1 mM) durante 10 minutos a 25 °C. Posteriormente, se adicionaron 250 μ L de solución de almidón de papa (1% de solución de almidón disuelta en solución amortiguadora de fosfato de sodio, llevada a ebullición durante

10 – 15 minutos) y se incubó durante 10 minutos. Transcurrido este tiempo, se añadieron 0.5 mL de ácido dinitrosalicílico y se llevó a ebullición a 92 °C durante 5 minutos y se diluyó con 5 mL de agua destilada. Finalmente, se medió la absorbancia a 520 nm y los resultados, en porcentaje, se expresaron como la inhibición contra el control positivo.

V.2.10 Determinación de inhibición enzimática de α -glucosidasa

Para la determinación de la inhibición enzimática de α -glucosidasa, se empleó la metodología propuesta por Apostolidis *et al.* (2007).

La muestra, la cual consistió tanto en un extracto de compuestos fenólicos, como de fibra dietaria extraída de la barra de frijol común cocido y avena (50 μ L) y el control positivo (50 μ L de acarbosa), se mezclaron con 100 μ L de solución de α -glucosidasa (1U/mL disuelta en solución amortiguadora de fosfato de sodio 0.1 M, pH = 6.9) y se incubaron a 25 °C durante 10 minutos en una placa con 96 pocillos. Posteriormente, se añadieron 50 μ L de p-nitrofenil-alfa-D-glucopiranósido (5 mM, disuelto en solución amortiguadora de fosfato de sodio 0.1 M, pH = 6.9) y se incubó a 22 °C durante 5 minutos. La absorbancia se medió a 405 nm y los resultados se expresaron como el porcentaje de inhibición (%) contra el control positivo.

V.2.11 Determinación de inhibición enzimática de lipasa pancreática

Para la determinación de inhibición enzimática de lipasa pancreática, se utilizó la metodología propuesta por Shimura *et al.*, (1992).

Se mezclaron 0.1 g de muestra, la cual consistió tanto en un extracto de compuestos fenólicos, como de fibra dietaria extraída de la barra de frijol común cocido y avena o de control positivo (aceite de oliva) con 2 mL de aceite de oliva, 10 mL de solución amortiguadora de fosfato PBS (0.1 M, pH = 7.2) y 2 mL de solución de lipasa pancreática (0.75 mg/mL) y se incubaron en termo baño a 37 °C durante 1 h. Posteriormente, las soluciones se colocaron en agua hirviendo a 92 °C para detener la reacción. Los ácidos grasos liberados se cuantificaron con una titulación con

hidróxido de sodio 0.05 M. La inhibición enzimática se expresó contra el control positivo.

V.2.12 Análisis estadístico

Para las determinaciones nutrimentales y nutracéuticas, los resultados fueron expresados como la media \pm desviación estándar. Se realizó una prueba ANOVA y la diferencia entre medias se analizó por la prueba estadística Tukey con ≤ 0.05

Los experimentos se llevaron a cabo en triplicado.

El software que se utilizó es R Studio versión 4.2.2.

VI. Resultados y Discusiones

VI.1 Caracterización química

Debido a que la materia prima utilizada para la elaboración de las barras puede presentar variabilidad en su composición nutricional y de compuestos bioactivos, ya que las condiciones ambientales en el cultivo y cosecha pueden afectar en la calidad de estas, fue necesario realizar caracterizaciones proximales y nutraceuticas de la materia prima principal de las barras (frijol común y avena), así como de las barras, esto para medir la variabilidad respecto a los estudios publicados con anterioridad.

VI.1.1 Caracterización proximal

En el Cuadro 12 se muestra la caracterización proximal y porcentaje de fibra dietaria de las harinas de frijol común cocido, avena y la barra de frijol-avena.

Los resultados obtenidos para la harina de frijol común variedad Bayo cocido, son similares a lo reportado por Treviño-Mejía *et al.* en 2016, quienes caracterizaron harina de frijol común Bayo Madero, en donde las principales diferencias entre lo reportado en su estudio y este proyecto se encuentran en el contenido de FDT, FDI y FDS.

En cuanto a la harina de avena, los resultados obtenidos son similares a lo reportado por Gómez-Palomares en 2012 y por Alemayehu *et al.* en 2023. Estando los valores

reportados en este proyecto, dentro del límite de valores reportados con anterioridad.

En cuanto a la barra de frijol y avena, los resultados obtenidos en estos experimentos son comparables con los obtenidos anteriormente por Ramírez-González en 2018 y Ramírez-Jiménez en 2015 y 2022, quienes trabajaron con la barra de frijol y avena. El contenido de humedad, cenizas, lípidos, proteínas y carbohidratos fueron de 3.60 ± 0.02 , 2.69 ± 0.06 , 8.03 ± 0.38 , 16.76 ± 0.85 y 68.90 ± 0.93 respectivamente, estando todos en los rangos de valores reportados con anterioridad por ambos autores.

Las diferencias en la composición proximal que se obtuvieron a partir de este proyecto, pueden estar dadas a la variación genética para la producción de polisacáridos de los cultivares del frijol y la avena, a factores ambientales como la disponibilidad de agua y nutrientes en el suelo, al estado de madurez de los granos en la cosecha o al tiempo de almacenamiento de los mismos, ya que en este proyecto, la materia prima se obtuvo de manera comercial en mercados de la ciudad de Querétaro y se desconocen todos los factores listados anteriormente.

En cuanto a la relación de la composición proximal de las harinas de frijol común y avena con la barra, existe una mayor similitud entre la harina de frijol y la barra, esto puede deberse a que el frijol es el componente mayoritario de la misma, proporcionando valores similares.

Finalmente, es importante resaltar el contenido proteico y de fibra dietaria de la barra, ya que, de acuerdo con la NOM-051-SCFI/SSA1, la cual indica que el consumo diario recomendado de fibra dietaria es de 27 – 30 g y de proteínas de 40 – 60 g en adultos. Teniendo en cuenta que la recomendación del consumo diario de la barra es de 50 g de esta, equivale a aproximadamente 8.5 g de proteínas y 10.5 g de fibra dietaria.

Cuadro 12. Composición química proximal de una barra de frijol común y avena y sus componentes principales.

	Muestra		
	HF	HA	HB
Proteína	18.83 ± 0.19	9.43 ± 0.24	16.76 ± 0.85
Lípidos	1.38 ± 0.21	8.72 ± 0.31	8.03 ± 0.38
Humedad	7.22 ± 0.08	10.05 ± 0.06	3.60 ± 0.02
Cenizas	3.91 ± 0.11	1.38 ± 0.09	2.69 ± 0.06
Carbohidratos ¹	68.66 ± 0.31	70.42 ± 0.41	68.90 ± 0.93
FDT ²	27.71 ± 0.32	13.09 ± 0.18	30.63 ± 0.24
FDI ³	24.62 ± 0.42	8.72 ± 0.12	27.49 ± 0.23
FDS ³	3.09 ± 0.08	4.37 ± 0.14	3.14 ± 0.06

HF: Harina de frijol común cocido. HA: Harina de avena. HB: Harina de barra de frijol y avena- FDT: Fibra dietaria total. FDI: Fibra dietaria insoluble. FDS: Fibra dietaria soluble. Los resultados se expresan como la media ± la desviación estándar de tres experimentos independientes. *Todos los resultados se expresan en porcentaje (%).

¹ Los carbohidratos calculan a partir de la diferencia de los componentes.

² La fibra dietaria total se obtiene a partir de la sumatoria de FDI y FDS.

³ La FDI y FDS se reportan en base al contenido de carbohidratos de cada muestra.

VI.1.2 Caracterización nutraceutica

En el Cuadro 13 se muestra la composición de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante de las harina de frijol común Bayo cocido, avena y barra de frijol-avena.

Para la harina de frijol común variedad Bayo cocido, el contenido de fenoles totales fue de 8.82 ± 0.35 mg GAE/ g muestra, en cuanto a flavonoides totales se obtuvieron 0.59 ± 0.18 mg RE/ g de muestra y para taninos condensados se obtuvieron 7.91 ± 0.28 mg QE/ g muestra, datos que se encuentran dentro del rango de valores reportados por el grupo de trabajo (Gómez-Palomares, 2012; Ramírez-Jiménez, 2015; Ramírez-González, 2018). El contenido de taninos condensados es mayor que de flavonoides, ya que estos son los compuestos fenólicos que se encuentran de manera mayoritaria en leguminosas.

En cuanto a la harina de avena, el contenido de compuestos fenólicos totales fue de 1.3 ± 0.16 mg GAE/ g de muestra, de flavonoides totales 0.87 ± 0.13 mg RE/ g muestra y de taninos condensados 0.01 ± 0.02 mg QE/ g muestra, valores que se encuentran de acuerdo a lo reportado por Alemayehu et al. (2023) y de acuerdo a resultados obtenidos en el grupo de trabajo (Gómez-Palomares, 2012), quienes reportaron contenido de fenoles totales de $0.75 - 1.60$ GAE/ g de muestra, de flavonoides totales reportaron $0.5 - 1.14$ RE/g de muestra.

En ambos casos, la diferencia encontrada en los valores presentados, comparado con lo reportado con anterioridad, puede deberse al uso de granos de frijol obtenidos de forma comercial en mercados locales, además, las condiciones climáticas en el cultivo y cosecha de los granos pudieron afectar también a la síntesis de compuestos fenólicos en la planta.

Para la barra de frijol y avena, se obtuvieron valores similares a los reportados por Ramírez-González (2018) y Ramírez-Jiménez et al., (2022), quienes trabajaron con este producto, los valores obtenidos para fenoles totales fueron de 9.42 ± 0.24 mg GAE/ g de muestra, para flavonoides totales de 0.67 ± 0.11 mg RE/ g de muestra y para taninos condensados de 7.57 ± 0.32 mg QE/ g de muestra. Estos valores son similares a los obtenidos para la harina de frijol común cocido, lo que tiene sentido, ya que es el ingrediente mayoritario en la barra. Sin embargo, se observa un aumento en el contenido de fenoles totales y de flavonoides, mientras que los taninos condensados disminuyen, el aumento en fenoles totales puede deberse a una sobreestimación de este valor debido a que la técnica utilizada puede tomar algunos azúcares reductores como parte de los fenoles totales, y estas pueden venir de la harina de avena utilizada para la elaboración de la barra. Del mismo modo, los flavonoides presentes en la avena pueden haber incrementado ligeramente el contenido de estos compuestos en la barra. En cuanto a los taninos condensados, la disminución que se observa contra la harina de frijol común cocido, puede deberse al horneado, el cual es un tratamiento térmico posterior al cocido y secado

de la harina de frijol, lo que podría afectar a la cantidad de compuestos fenólicos por degradación térmica.

Referente a la capacidad antioxidante, la cual fue determinada contra radicales libres: ABTS y DPPH, con la harina de frijol común cocido, harina de avena y barra de frijol y avena, los valores obtenidos difieren a lo reportado por Ramírez-Jiménez et al., (2022), quienes reportaron una capacidad de 9.54 ± 0.13 mM eq. de Trolox contra radical ABTS y 6.17 ± 0.21 mM eq. de Trolox contra DPPH. La disminución en la capacidad antioxidante reportadas en el presente proyecto, pueden deberse al menor contenido de compuestos fenólicos en comparación a lo reportado anteriormente, ya que este está directamente relacionado a la capacidad antioxidante de los alimentos. En cuanto a la diferencia entre la capacidad antioxidante ABTS y DPPH, como era de esperarse, se obtuvo una mayor capacidad antioxidante contra ABTS, esto es porque este radical es afín a antioxidantes hidrofílicos y lipofílicos, por su solubilidad tanto en medios acuosos como orgánicos, mientras que el DPPH solo es afín a antioxidantes hidrofílicos, ya que solo es soluble en matrices polares (Wołosiak *et al.*, 2022).

Cuadro 13. Concentración de fenoles totales, flavonoides, taninos condensados y capacidad antioxidante de radical ABTS y DPPH de una barra de frijol común y avena y sus componentes principales.

	Muestra		
	HF	HA	HB
Fenoles totales ¹	8.82 ± 0.35	1.3 ± 0.16	9.42 ± 0.24
Flavonoides ²	0.59 ± 0.18	0.87 ± 0.13	0.67 ± 0.11
Taninos condensados ³	7.91 ± 0.28	0.01 ± 0.02	7.57 ± 0.32
TEAC ABTS ⁴	6.93 ± 0.21	5.70 ± 0.21	7.61 ± 0.15
TEAC DPPH ⁴	4.41 ± 0.17	3.35 ± 0.05	4.32 ± 0.16

Los resultados se expresan como la media ± la desviación estándar de tres experimentos independientes. HF: Harina de frijol común cocido. HA: Harina de avena. HB: Harina de barra de frijol y avena.

¹ mg Eq. de ácido gálico/g de muestra.

² mg Eq. de rutina/g de muestra.

³ mg Eq. de (+)-catequina/g de muestra.

⁴ TEAC: Capacidad antioxidante en equivalentes de Trolox (mM eq. de Trolox/g de muestra)

VI.1.2.1 Contenido de compuestos fenólicos mediante HPLC-DAD.

En el Cuadro 14 se muestra el contenido de compuestos fenólicos presentes en una barra de frijol común y avena analizados por HPLC-DAD.

Los compuestos con mayor presencia en esta barra fueron: epicatequina, ácido clorogénico y ácido cumárico, en el extracto acuoso; en cuanto al extracto metanólico, los de mayor concentración fueron: epicatequina, (+)-catequina, ácido cumárico y ácido clorogénico. En el extracto acuoso se detectaron mayor número de compuestos fenólicos (ácido benzoico, shiquímico y epigalocatiquina galato), esto podría atribuirse a la solubilidad en agua de estos compuestos, teniendo una mayor afinidad por solventes polares debido a los grupos funcionales presentes en las moléculas, mientras que los demás compuestos, se encontraron en cantidades similares en ambos extractos.

Si bien, existen diferencias entre los resultados obtenidos en este estudio, comparado con lo reportado por otros autores (Ramírez-Jiménez *et al.*, 2022), esto puede atribuirse a la cosecha de frijol utilizado, ya que cada cultivar puede presentar diferencias genéticas y además, diferentes condiciones de ambientales.

Cuadro 14. Concentración de compuestos fenólicos de una barra de Frijol común y Avena, obtenidos a partir de HPLC-DAD.

Compuesto	Extracto	
	Agua	Metanol
Ácido Dihidroxibenzólico	2.18 ± 0.35 ^a	0.97 ± 0.04 ^b
Ácido Benzólico	5.30 ± 1.11 ^a	DLD* ^b
Ácido Shiquímico	7.87 ± 0.81 ^a	DLD* ^b
(+)-Catequina	9.10 ± 1.57 ^b	10.53 ± 0.43 ^a
Ácido Dihidroxicinámico	3.53 ± 0.05 ^a	2.76 ± 0.19 ^b
Epicatequina	28.43 ± 0.47 ^a	27.18 ± 0.31 ^a
Epigalocatequina galato	8.67 ± 0.78 ^a	DLD*
Ácido Gálico	8.72 ± 0.19 ^a	6.63 ± 0.86 ^b
Ácido Hidroxifenil acético	DLD*	DLD*
Ácido Siríngico	DLD*	DLD*
Ácido Cumárico	19.53 ± 0.34 ^a	19.63 ± 0.42 ^a
Ácido Ferúlico	DLD*	DLD*
Ácido Sinápico	DLD*	DLD*
Ácido Clorogénico	18.69 ± 0.91 ^a	8.80 ± 0.29 ^b

Todos los resultados se expresan en µg/g de muestra. Se realizaron tres réplicas para cada medición (extracción en agua, extracción en metanol). Los resultados se expresan en µg/g de muestra. La medición se realizó a longitud de onda de 280 nm en HPLC-DAD, utilizando estándares de los compuestos mostrados en el cuadro. DLD*: Debajo del límite de detección. Letras minúsculas representan diferencias significativas ($p < 0.05$).

VI.2 Digestión gastrointestinal *in vitro*

A partir de la digestión gastrointestinal *in vitro* de la harina de la barra de frijol común cocido y avena, se obtuvieron extractos de las diferentes fases de digestión (oral, gástrica e intestinal), y estos se analizaron mediante HPLC-DAD para cuantificar compuestos fenólicos, y se realizaron ensayos de capacidad antioxidante con las mismas.

VI.2.1 Bioaccesibilidad de compuestos fenólicos de las fases de digestión *in vitro* de la barra de frijol común cocido y avena

El Cuadro 15 muestra el contenido de compuestos fenólicos después de cada etapa de digestión gastrointestinal *in vitro* de la barra de frijol común cocido y avena y la bioaccesibilidad en las mismas etapas.

Se cuantificaron compuestos fenólicos presentes en cada una de las etapas de digestión *in vitro*, en donde se observó, de manera general, un incremento en la bioaccesibilidad de los compuestos a lo largo de las diferentes etapas.

Los compuestos fenólicos principales encontrados en este ensayo, fueron ácido gálico, ferúlico, cumárico, clorogénico y la catequina, sin embargo, se cuantificaron otros compuestos.

En cuanto al ácido gálico, este se encontró en todas las etapas de digestión. Primeramente, en la fase de la boca, se observó un decremento en su bioaccesibilidad, posteriormente, en las etapas de estómago e intestino delgado, hubo un incremento en esta. Este comportamiento puede deberse a la unión con compuestos liberados en la fase oral, para posteriormente ser liberado de la matriz por acción de enzimas y pH en la etapa gástrica e intestinal, así como lo reportó Islas-Gómez *et al.* (2015). Finalmente, a los 60 minutos de la etapa intestinal, se observó un decremento en la bioaccesibilidad del ácido gálico, esto posiblemente debido a que es un compuesto inestable a pH alcalino, como se tiene en el intestino (Mosele *et al.*, 2015).

En cuanto al ácido ferúlico y cumárico, ambos son derivados del ácido dihidroxicinámico, por lo cual tienen un comportamiento similar en la digestión. En primera instancia, aumenta su bioaccesibilidad en la etapa oral, para posteriormente quedar por debajo del límite de detección en la etapa gástrica y, finalmente, aumentar la bioaccesibilidad en la etapa intestinal. Este comportamiento es similar a lo reportado por Luzardo-Ocampo (2016) y Rondini *et al.* (2004), quienes observaron que el ácido ferúlico, en condiciones gástricas, tiende a formar

complejos con la matriz alimentaria, disminuyendo la posibilidad de su cuantificación. En la etapa intestinal, sin embargo, observaron una liberación prolongada, debida principalmente, a la actividad de las enzimas pancreáticas.

Para el ácido clorogénico, se observó un incremento inicial en la bioaccesibilidad en la etapa oral. En la etapa gástrica, estuvo debajo del límite de detección en la etapa gástrica y su bioaccesibilidad incrementó nuevamente en la etapa de intestino delgado. Este comportamiento sugiere una liberación de la matriz a partir de la acción de la amilasa salival, mientras que en el estómago, tanto el pH, como enzimas encontradas en el medio, hidrolizan el enlace éster de la molécula, dando paso a la formación de ácido cafeico y quínico (Jakobek *et al.*, 2024). Finalmente, en el intestino delgado, hay un incremento inicial en la bioaccesibilidad, derivado de la liberación de la matriz alimentaria por las enzimas y pH del medio, sin embargo, se ha reportado que este compuesto es inestable a pH alcalino y tiende a formar complejos con moléculas en el medio, por lo cual su bioaccesibilidad disminuye en los tiempos posteriores en intestino (Friedman & Jürgens, 2000; Jakobek *et al.*, 2024).

En lo referente a la catequina muestra un incremento de bioaccesibilidad hasta la etapa gástrica y posteriormente, decrece en la etapa intestinal. Se ha reportado que la catequina es resistente a los fluidos gástricos, por lo cual puede ser liberada de la matriz sin sufrir degradación en la etapa estomacal (Rios *et al.*, 2002). En la etapa de intestino delgado, se ha reportado que la catequina tiende a oxidarse, quedando en una isoforma no cuantificable por el equipo utilizado y por eso se ve disminuida su bioaccesibilidad en esta etapa (Friedman & Jürgens, 2000).

Cuadro 15. Contenido de compuestos fenólicos en cada etapa de digestión *in vitro* de una barra de frijol común y avena por HPLC-DAD y su bioaccesibilidad.

Estándar	EM	Boca	Estomago	Intestino 15	Intestino 30	Intestino I60
Dihidroxibenzoico	0.97 ± 0.04 ^c (100)	1.65 ± 0.02 ^b (169.81)	DLD	2.42 ± 0.16 ^a (249.70)	DLD	DLD
Shiquímico	DLD	19.75 ± 0.18 ^d	38.92 ± 2.11 ^c	96.33 ± 2.82 ^b	96.35 ± 0.97 ^b	277.58 ± 7.10 ^a
Dihidroxicinamico	2.78 ± 0.19 ^c (100)	6.43 ± 0.49 ^a (231.59)	DLD	5.32 ± 0.57 ^b (191.72)	5.01 ± 0.06 ^b (180.43)	5.74 ± 0.05 ^{ab} (206.91)
Gálico	6.63 ± 0.27 ^d (100)	3.69 ± 0.86 ^e (55.62)	7.43 ± 0.48 ^c (112)	9.53 ± 0.85 ^b (143.68)	13.54 ± 0.34 ^a (204.12)	9.57 ± 0.47 ^b (144.22)
Hidroxifenil acetico	DLD	6.47 ± 0.33 ^a	3.42 ± 0.72 ^b	DLD	4.24 ± 0.08 ^b	DLD
Siringico	DLD	DLD	DLD	DLD	DLD	4.63 ± 0.01 ^a
Cumarico	19.53 ± 0.34 ^b (100)	21.29 ± 0.07 ^a (108.48)	DLD	19.39 ± 0.04 ^b (98.80)	19.39 ± 0.03 ^b (98.76)	DLD
Ferúlico	50.45 ± 0.27 ^b (100)	51.64 ± 0.09 ^a (102.35)	DLD	48.43 ± 0.15 ^c (95.99)	48.40 ± 0.02 ^c (95.94)	DLD
Clorogénico	19.69 ± 0.91 ^c (100)	23.82 ± 0.72 ^b (120.97)	DLD	38.10 ± 1.01 ^a (193.51)	14.08 ± 1.19 ^d (71.49)	10.01 ± 0.02 ^e (50.85)
Catequina	10.53 ± 1.58 ^c (100)	16.64 ± 0.01 ^b (158.07)	27.35 ± 1.31 ^a (259.77)	11.57 ± 0.06 ^c (109.88)	9.76 ± 0.34 ^c (92.73)	11.43 ± 0.12 ^c (108.53)
Epicatequina	28.43 ± 0.47 ^a (100)	11.16 ± 0.24 ^b (41.05)	DLD	6.73 ± 0.33 ^c (24.75)	6.57 ± 0.04 ^c (24.17)	7.07 ± 0.01 ^c (26)
Epigalocatequina galato	DLD	9.63 ± 0.04 ^a	DLD	DLD	DLD	7.70 ± 0.03 ^b

Los resultados se expresan como la media ± la desviación estándar de tres experimentos independientes en µg/g de muestra. EA: Extracto acuoso de la barra de frijol común y avena. Entre paréntesis se muestra el porcentaje de bioaccesibilidad. Letras minúsculas representan diferencias significativas entre etapas ($p < 0.05$).

VI.2.2 Capacidad antioxidante de cada una de las fases de digestión *in vitro* de la barra de frijol común y avena

El Cuadro 16 muestra la capacidad antioxidante mediante los métodos DPPH, ABTS y FRAP de la barra de frijol común cocido y avena, después de las tres etapas de digestión gastrointestinal *in vitro*.

Los resultados obtenidos presentan un comportamiento similar a lo reportado con anterioridad por Campos-Vega *et al.* (2015) y Luzardo-Ocampo *et al.*, (2017), quienes observaron que la capacidad antioxidante mediante ABTS y DPPH, después de las etapas de digestión *in vitro*, tuvo un ligero aumento en contraste con la obtenida para el extracto metanólico de la muestra antes de digerir, teniendo un aumento gradual desde la etapa oral hasta el minuto 30 de la etapa de intestino delgado, la cual presentó los valores más altos, para después decaer un poco en el minuto 60 de esta misma etapa.

En esta investigación también se tiene un incremento gradual conforme avanzan las etapas de la digestión, hasta llegar al minuto 60 de intestino delgado, en donde decaen los valores ligeramente, los valores más altos reportados para cada método fueron de 8.81 ± 0.10 , 15.02 ± 0.24 , 6.54 ± 0.20 , para DPPH, ABTS y FRAP, respectivamente. Esto puede deberse a la liberación de compuestos fenólicos de la barra, mediante la acción lítica de las enzimas presentes en cada una de las etapas de digestión, teniendo una mayor concentración de estas en el intestino delgado, lo que provoca que los compuestos fenólicos sean liberados de la matriz y así se facilite su absorción en el organismo. Campos-Vega *et al.*, (2015) informaron que la liberación de compuestos con capacidad antioxidante, principalmente compuestos fenólicos de la matriz alimentaria se da principalmente en intestino delgado. En cuanto a la disminución de capacidad antioxidante en las últimas etapas de intestino delgado, pueden deberse a que algunos compuestos fenólicos liberados de la matriz alimentaria, no fueron capaces de atravesar la membrana de celulosa, la cual se utilizó para simular a la mucosa intestinal, que se encarga de la

absorción de nutrientes y compuestos bioactivos, pasando directamente al colon, donde pueden ser aprovechadas por la microbiota intestinal (Saura-Calixto *et al.*, 2007).

Finalmente, en la fermentación colónica, los valores obtenidos tienen un comportamiento de disminución del tiempo 0 a las 6 horas de fermentación, para luego disminuir nuevamente a las 12 horas y finalmente, incrementar un poco a las 24 horas, esto es similar a lo reportado por Campos-Vega *et al.*, (2015), quienes informaron este comportamiento para café usado. Luzardo-Ocampo *et al.*, (2017), reportaron un comportamiento similar para una botana elaborada con harina de maíz y de frijol común. Este puede deberse a que algunos compuestos fenólicos no pueden atravesar la membrana intestinal y se quedan unidos a la fracción no digerible del alimento, siendo posteriormente fermentados por las bacterias colónicas para producir compuestos con capacidad antioxidante (Saura-Calixto *et al.*, 2007).

Cuadro 16. Capacidad antioxidante mediante ABTS, DPPH y FRAP de una barra de frijol común y avena, después de cada etapa de digestión *in vitro*.

Muestra	Capacidad Antioxidante		
	DPPH	ABTS	FRAP
EM ¹	4.32 ± 0.16 ^j	7.61 ± 0.15 ^f	3.15 ± 0.26 ^k
Boca ¹	8.61 ± 0.45 ^{de}	13.64 ± 0.22 ^b	5.11 ± 0.11 ^{hi}
Estómago ¹	8.58 ± 0.20 ^{de}	14.04 ± 0.19 ^b	5.79 ± 0.32 ^h
Intestinal 15	8.81 ± 0.10 ^d	14.84 ± 0.10 ^a	5.86 ± 0.16 ^{gh}
Intestinal30 ¹	8.61 ± 0.16 ^{de}	15.02 ± 0.24 ^a	6.54 ± 0.20 ^g
Intestinal60	8.49 ± 0.13 ^{de}	13.87 ± 0.14 ^b	6.16 ± 0.35 ^{gh}
C0 ¹	8.46 ± 0.22 ^{de}	13.65 ± 0.19 ^b	6.12 ± 0.23 ^{gh}
C6 ¹	8.33 ± 0.12 ^{def}	12.59 ± 0.16 ^c	4.99 ± 0.19 ^{ij}
C12 ¹	8.04 ± 0.18 ^{ef}	12.23 ± 0.26 ^c	4.73 ± 0.11 ^{ij}
C24	8.23 ± 0.13 ^{def}	12.25 ± 0.28 ^c	4.78 ± 0.32 ^{ij}

Los resultados se expresan como la media ± la desviación estándar de tres experimentos independientes. EM: Extracto metanólico de la barra de frijol común y avena. I15: Etapa intestinal a los 15 min. I30: Etapa intestinal a los 30 min. I60: Etapa intestinal a los 60 min. C0: Fermentación colónica a las 0 h. C6: Fermentación colónica a las 6 h. C12: Fermentación colónica a las 12 h. C24: Fermentación colónica a las 24 h.

¹ Capacidad antioxidante en equivalentes de Trolox (mM eq. de Trolox/g de muestra).

Letras minúsculas representan diferencias significativas ($p < 0.05$).

VI.2.3 Cuantificación y bioaccesibilidad de oligosacáridos de una barra de frijol común cocido y avena, mediante HPLC-RID.

El Cuadro 17 muestra la cuantificación y bioaccesibilidad de oligosacáridos de una barra de frijol común cocido y avena después de las etapas de digestión *in vitro*.

Los oligosacáridos de la familia de la rafinosa no pueden ser hidrolizados por los humanos, ya que carecemos de α -galactosidasa, por lo tanto, no deberían sufrir cambios significativos a lo largo del tracto gastrointestinal, por lo menos hasta la etapa colónica, donde estos oligosacáridos son metabolizados por algunas bacterias de la microbiota (Bhatia et al., 2020).

Sin embargo, en este trabajo se pudieron observar diferencias en cuanto a la cuantificación de rafinosa y estaquiosa durante la digestión *in vitro*, teniendo un

aumento significativo de la bioaccesibilidad de la rafinosa en boca (496.76 %), estómago (1263.27 %) e intestino (381 %); para la estaquiosa se tuvo un incremento en la bioaccesibilidad en boca (159 %), en estómago no se pudo cuantificar debido a que había otro compuesto no identificado en los cromatogramas obtenidos, por lo que no se podía saber con certeza cuanta estaquiosa se tenía, y en intestino, la bioaccesibilidad disminuyó (27.52 %), lo cual, en teoría, no debería suceder.

A pesar de esto, los resultados obtenidos muestran un comportamiento similar a lo reportado por Celada-Martínez (2017), quien cuantificó oligosacáridos de frijol común variedad Bayo Madero, en las diferentes etapas de digestión y observó un incremento de rafinosa en boca y estómago, en comparación con la muestra sin digerir, mientras que en intestino reportó valores menores a los de la fase gástrica.

Por otra parte, Luzardo-Ocampo et al. (2017), reportaron valores de estaquiosa más bajos en los tiempos de 30 y 120 mins. de intestino delgado, en comparación con la muestra sin digerir. Si bien en este estudio los valores de estaquiosa se tomaron a los 60 mins. podría sugerirse que existe un comportamiento similar al reportado con anterioridad.

No obstante, es importante resaltar que las diferencias encontradas en los resultados pueden deberse al tipo de matriz alimentaria compleja que se utilizó.

Cuadro 17. Contenido de rafinosa y estaquiosa en las diferentes etapas de digestión *in vitro* de una barra de frijol común cocido y avena.

Etapa	Oligosacárido (mg/g)	
	Rafinosa	Estaquiosa
Sin digerir	1.91 ± 0.58 ^d (100)	37.17 ± 7.34 ^b (100)
Boca	9.50 ± 2.55 ^b (496.76)	59.14 ± 1.33 ^a (159)
Estómago	24.17 ± 5.79 ^a (1263.27)	DLD
Intestino 60 mins	7.38 ^c (381)	10.23 ± 0.20 ^c (27.52)

Todos los resultados se expresan como la media ± desviación estándar de dos experimentos independientes. Letras minúsculas representan diferencias significativas ($p < 0.05$). Entre paréntesis se muestra la bioaccesibilidad en % de los oligosacáridos en cada etapa de digestión.

VI.3 Fermentación colónica *in vitro*

El Cuadro 18 muestra el cambio de pH en los diferentes tiempos de fermentación colónica de la fracción no digerible de la barra de frijol común cocido y avena.

Los valores de pH disminuyeron a medida que pasó el tiempo de fermentación, desde las 0 h – 12 h para la FND de la harina de la barra de frijol común y avena, lo cual va acorde a lo reportado por autores como Campos-Vega *et al.* (2009), quienes reportaron una disminución de pH de 6.84 ± 0.03 a 6.23 ± 0.02 en frijol Bayo, después de la fermentación colónica, y Luzardo-Ocampo (2016), quien reportó una disminución de 6.54 ± 0.02 a 5.44 ± 0.52 en un totopo elaborado con harina de maíz y frijol común. En cuanto al control positivo de (+)-rafinosa, la disminución de pH es mayor y estos datos se encunetran en el intervalo reportado por Campo-Vega *et al.*, (2009) y Luzardo-Ocampo *et al.*, (2017). Las variaciones en la disminución de pH, pueden darse por la naturaleza de los polisacáridos fermentados por la microbiota, en donde a mayor contenido de α-galactósidos, más pronunciada será la disminución de pH, por lo cual la rafinosa tiene una disminución mayor a la muestra (Campos-Vega *et al.*, 2009). Esta disminución de pH, es un biomarcador indirecto

de fermentación colónica, lo cual indica una posible producción de AGCC (Farmer *et al.*, 2014). Es importante que el pH disminuya, ya que así se favorece el crecimiento de las bacterias ácido-lácticas del colon, las cuales pueden competir contra patógenos por nutrientes y, por lo tanto, disminuyen el riesgo a enfermedades (Fusco *et al.*, 2022).

Cuadro 18. Cambio de pH después de diferentes tiempos de fermentación colónica *in vitro* de una barra de frijol común cocido y avena.

Muestra	pH			
	0 h	6 h	12 h	24 h
Control	7.07 ± 0.06 ^{Aa}	4.51 ± 0.18 ^{Ab}	4.30 ± 0.27 ^{Ab}	4.12 ± 0.19 ^{Ab}
Blanco	7.44 ± 0.08 ^{Ca}	7.01 ± 0.06 ^{Cb}	7.15 ± 0.04 ^{Cab}	7.025 ± 0.14 ^{Cb}
FND	6.94 ± 0.09 ^{Ba}	6.53 ± 0.11 ^{Bab}	6.09 ± 0.16 ^{Bb}	6.12 ± 0.11 ^{Bb}

Los resultados se expresan como la media ± la desviación estándar de dos experimentos independientes. Las mediciones de pH se llevaron a cabo a las 0, 6, 12 y 24 horas. FND: Fracción no digerible de la barra de frijol común cocido y avena. Utilizando como control (+) rafinosa y blanco de solución simulada de intestino. Las letras mayúsculas representan diferencias significativas entre columnas (muestras); letras minúsculas representan diferencias significativas entre filas (tiempo) ($p < 0.05$).

VI.3.1 Producción de AGCC a partir de la FND de una barra de frijol común cocido y avena

El Cuadro 19 muestra la producción de ácido acético, propiónico y butírico a partir de la FND de una barra de frijol común cocido y avena en diferentes tiempos de fermentación colónica.

La FND de la barra, obtenida después de la simulación del tracto digestivo, fue sometida a una simulación de fermentación colónica. En esta etapa, la microbiota tiene como función la degradación de macromoléculas como carbohidratos, lípidos y proteínas de esta fracción, además, contribuye a la biotransformación de compuestos bioactivos de una matriz; sin embargo, estas funciones dependen de la calidad de la microbiota (Portincasa *et al.*, 2022).

Como era de esperarse el control de rafinosa presentó una mayor producción de AGCC en todos los tiempos de fermentación, que la FND de la barra, siendo el ácido acético el mayoritario, seguido del propiónico y finalmente, el butírico. Asimismo, la producción de estos ácidos grasos incrementó conforme avanzó el tiempo de fermentación, pasando de 24.63 mM a las 6 horas, hasta 78.46 mM en las 24 horas. Estos resultados concuerdan con lo reportado anteriormente por autores diferentes (Campos-Vega *et al.*, 2009; Luzardo-Ocampo, 2016). Además, otros estudios han demostrado que el ácido acético es el que se produce de forma mayoritaria en la fermentación colónica (Ríos-Covián *et al.*, 2016).

En cuanto a la FND de la barra de frijol común y avena, se observó un comportamiento similar, en donde el AGCC más abundante en todos los tiempos de fermentación fue el acético, seguido del propiónico y butírico. Sin embargo, las proporciones obtenidas difieren con lo reportado por Campos-Vega *et al.*, (2009), en donde usaron diferentes variedades de frijol, en donde el frijol Bayo Madero, obtuvo una proporción molar de 64:16:20, de ácido acético, propiónico y butírico, respectivamente, mientras que en este estudio, las relaciones fueron 52:29:19. Estas diferencias pueden estar dadas debido a que se utilizó una matriz más compleja, la cual contenía avena y a que el inóculo de microbiota utilizado es diferente.

Los efectos en la salud relacionados a la producción de AGCC se han reportado en la literatura. Se conoce que estos ácidos, especialmente el acético, tienen la capacidad de reducir el pH en el medio, lo que promueve la inhibición de crecimiento microbiano patógeno, además, el acético se puede transformar en acetil-CoA,

brindando una función en el transporte de energía (Moffett *et al.*, 2020; Xie *et al.*, 2023).

En cuanto al ácido propiónico, tiene la capacidad de reducir triglicéridos en el organismo, inhibiendo la lipogénesis, además, mejora la sensibilidad a insulina (Weitkunat *et al.*, 2016). El ácido butírico, promueve la diferenciación de células intestinales, promueve la apoptosis de células cancerígenas, aumenta la expresión de mucinas y mantiene saludables a los colonocitos (Banasiewicz *et al.*, 2020).

Cuadro 19. Producción de ácidos grasos de cadena corta a partir de la fracción no digerible de una barra de frijol común cocido y avena.

FND	Ác. acético	Ác. propiónico	Ác. butírico	AGCC Totales	Relación molar
6 h	5.22 ± 1.70 ^{Bc}	1.59 ± 0.36 ^{Bb}	3.12 ± 0.24 ^{Ba}	9.95 ± 0.77 ^{Bc}	53:16:31
12 h	7.68 ± 0.58 ^{Bb}	1.72 ± 0.21 ^{Bb}	2.91 ± 0.22 ^{Ba}	12.32 ± 1.01 ^{Bb}	62:14:24
24 h	8.33 ± 0.34 ^{Ba}	4.58 ± 0.24 ^{Ba}	3.04 ± 0.28 ^{Ba}	15.97 ± 0.87 ^{Ba}	52:29:19
Rafinosa					
6 h	11.52 ± 0.45 ^{Ac}	7.84 ± 0.32 ^{Ac}	5.26 ± 0.27 ^{Ac}	24.63 ± 1.05 ^{Ac}	47:32:21
12 h	19.58 ± 1.02 ^{Ab}	17.75 ± 0.60 ^{Ab}	7.05 ± 0.45 ^{Ab}	44.40 ± 2.08 ^{Ab}	44:40:16
24 h	35.71 ± 2.14 ^{Aa}	34.28 ± 1.63 ^{Aa}	8.47 ± 0.96 ^{Aa}	78.46 ± 4.74 ^{Aa}	46:44:10

Los resultados se expresan como la media ± la desviación estándar de dos experimentos independientes. Las unidades son mM/g de muestra. La cuantificación de AGCC se llevó a cabo a las 0, 6, 12 y 24 horas. FND: Fracción no digerible de la barra de frijol común cocido y avena. Las letras mayúsculas representan diferencias significativas entre columnas (muestras); letras minúsculas representan diferencias significativas entre filas (tiempo) ($p < 0.05$).

VI.4 Inhibición de enzimas α -amilasa, α -glucosidasa y lipasa pancreática

El Cuadro 20 muestra la inhibición de las enzimas digestivas α -amilasa, α -glucosidasa y lipasa pancreática, por acción del extracto de compuestos fenólicos de la harina de la barra de frijol común cocido y avena; y por una fracción de fibra dietaria después de la sonicación de la misma.

En la actualidad, el uso de fitoquímicos para inhibir enzimas digestivas está teniendo un auge, ya que esta capacidad disminuye la absorción de carbohidratos y lípidos al organismo, reduciendo el riesgo a padecer algunas enfermedades como diabetes *mellitus* tipo II y dislipidemias (Peddio *et al.*, 2022).

El extracto metánolico de compuestos fenólicos de la barra de frijol común cocido y avena presentó una inhibición del $14.44 \pm 1.26\%$ contra α -amilasa, lo cual se encuentra debajo del rango obtenido por Mojica *et al.*, (2015), quienes obtuvieron rangos desde $25.8 - 74.2\%$ con diferentes variedades de *P. vulgaris*; sin embargo, para el ensayo usaron frijol común sin ningún tratamiento, mientras que para el presente ensayo, se utilizó una barra de frijol común cocido y avena, la cual tuvo tres tratamientos térmicos anteriores, lo que pudo reducir el contenido de compuestos fenólicos en la misma, lo que va de acuerdo a Wainaina *et al.*, (2021), quienes mencionan que los tratamientos térmicos tienden a disminuir el contenido de polifenoles en frijol común.

Asimismo, en cuanto a la inhibición de α -glucosidasa, los valores obtenidos fueron $18.29 \pm 1.31\%$, valores que también se encuentran por debajo de lo reportado por Mojica *et al.*, (2015), en donde el rango obtenido por ellos fue de $20.8 - 82.5\%$ para diferentes variedades de frijol común, lo cual puede deberse tanto al procesamiento térmico como a la variedad de frijol usada en este proyecto, de acuerdo a Herrera *et al.*, (2021), quienes observaron diferencias en inhibición de enzimas digestivas de acuerdo al recubrimiento y condiciones ambientales en diferentes cultivares de frijol común.

En cuanto a la inhibición de lipasa pancreática, se obtuvieron valores de 53.46 ± 3.84 % de inhibición utilizando el extracto metanólico de compuestos fenólicos libres de la harina de la barra de frijol común cocido y avena. Estos datos, se encuentran dentro del intervalo reportado por Chaturvedi & Gupta (2021), quienes reportaron inhibición de lipasa pancreática con diferentes variantes de *P. vulgaris* desde 29.2 % - 58.3 % con extractos metanólicos de compuestos fenólicos libres; asimismo, Irondi *et al.*, (2019), reportaron una inhibición de lipasa pancreática de 53.04 ± 4.13 – 59.46 ± 5.02 utilizando diferentes leguminosas. Estos valores van de acuerdo a Escobedo *et al.*, (2021), quienes mencionaron que los compuestos polifenólicos del frijol común, actúan como inhibidores de lipasa pancreática. Sin embargo, las diferencias entre lo reportado, pueden deberse a los péptidos bioactivos de la variedad de frijol, esto de acuerdo a lo reportado por Ngoh *et al.*, (2017), quienes observaron que algunas variedades de *P. vulgaris* como el frijol Pinto, presentaron una mayor inhibición enzimática en relación con sus péptidos, además de la inclusión de la avena en la formulación, ya que, de acuerdo con Esfandi *et al.* (2022), los péptidos de la avena tienen capacidad inhibitoria contra la lipasa pancreática, mostrando una inhibición del 50% con una concentración de péptidos de 85.4 ± 3.4 μM .

En cuanto a la fibra dietaria, la inhibición contra α -amilasa y α -glucosidasa fue de 8.03 ± 1.04 y 5.33 ± 0.84 %, respectivamente, sin embargo, no hay reportes en la literatura sobre el uso de fibra dietaria de frijol común en la inhibición de enzimas digestivas. En este ensayo, la solubilidad de la fibra dietaria fue limitada, por lo que la inhibición mostrada no puede atribuirse con certeza a la misma. Lo que puede indicar que la inhibición obtenida pudo deberse a los compuestos fenólicos u otros bioactivos ligados a la fibra dietaria extraída de la barra, los cuales pudieron solubilizarse en el medio y se acoplaron a los sitios activos de las enzimas.

Cuadro 20. Porcentaje de inhibición de α -amilasa, α -glucosidasa y lipasa pancreática a partir de extracto de compuestos fenólicos libres y fibra dietaria de harina de barra de frijol común y avena.

Muestra	Inhibición enzimática (%)		
	α -amilasa	α -glucosidasa	Lipasa pancreática
Control	84.12 ± 1.26 ^a	65.92 ± 0.94 ^a	81.41 ± 2.23 ^a
CF	14.44 ± 0.88 ^b	18.29 ± 1.31 ^b	53.46 ± 3.84 ^b
FD	8.03 ± 1.04 ^c	5.33 ± 0.84 ^c	21.15 ± 5.77 ^c

Los resultados se expresan como la media ± la desviación estándar de tres experimentos independientes. Como control (+) para los experimentos con α -amilasa y α -glucosidasa, se usó acarbosa, para lipasa pancreática, se usó control (+) de orlistat. CF: Compuestos fenólicos. FD: Fibra dietaria. Todos los resultados se expresan como porcentaje (%). Letras minúsculas representan diferencias significativas entre columnas (muestras) ($p < 0.05$).

A partir de los resultados obtenidos, se puede sugerir que el consumo de la barra de frijol común cocido y avena tiene un efecto en la reducción de absorción de las enzimas anteriores, reduciendo la actividad hidrolítica de carbohidratos a oligosacáridos de la α -amilasa, de oligosacáridos a glucosa de la α -glucosidasa y la hidrólisis de triglicéridos a ácidos grasos libres causada por la lipasa pancreática (Herrera *et al.*, 2021).

VII. Conclusión

Este proyecto demostró que la digestión gastrointestinal libera compuestos bioactivos en cada una de las etapas de digestión (desde la boca hasta el intestino), incrementando la bioaccesibilidad de algunos de estos, en diferentes etapas por acción enzimática o química (pH). Esta liberación puede sugerir una protección contra estrés oxidativo, tanto en los tejidos del tracto digestivo, por la liberación de compuestos en los mismos, como sistémica, por la absorción de estos compuestos en el intestino.

Además, se observó que la FND de la barra fue fermentada por bacterias colónicas, presentando la síntesis de AGCC, los cuales han reportado tener efectos benéficos para la salud, ayudando a mantener un pH adecuado para la proliferación de la microbiota, fungiendo como fuente de energía para colonocitos, disminución de colesterol en plasma y en la protección contra el cáncer de colon.

Finalmente, los compuestos bioactivos de la barra demostraron su potencial funcional por la actividad inhibitoria de enzimas relacionadas al metabolismo de carbohidratos y lípidos. Lo cual es un indicador de que este producto es una alternativa saludable a otros productos que se consumen como refrigerios en el país.

VIII. Referencias

- Ahmad, A., & Khalid, N. (2018). Dietary fibers in modern food production: A special perspective with B-glucans. In Elsevier eBooks (pp. 125–156). <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-811449-0.00005-0>
- Alemayehu, G. F., Forsido, S. F., Tola, Y. B., Teshager, M. A., Assegie, A. A., & Amare, E. (2021). Proximate, mineral and anti-nutrient compositions of oat grains (*Avena sativa*) cultivated in Ethiopia: implications for nutrition and mineral bioavailability. In *Helicon* (Vol. 7, Issue 8, p. e07722). Elsevier BV. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2021.e07722>
- Alemayehu, G. F., Forsido, S. F., Tola, Y. B., & Amare, E. (2023). Nutritional and phytochemical composition and associated health benefits of oat (*avena sativa*) grains and oat-based fermented food products. *The Scientific World Journal*, 2023, 1–16. <https://doi.org/10.1155/2023/2730175>
- Almoraie, N. M., Saqaan, R., Alharthi, R., Alamoudi, A., Badh, L., & Shatwan, I. M. (2021). Snacking patterns throughout the life span: potential implications on health. *Nutrition Research*, 91, 81–94. <https://doi.org/10.1016/j.nutres.2021.05.001>
- Aparicio-Fernández, X., Manzo-Bonilla, L., & Loarca-Piña, G. (2005). Comparison of antimutagenic activity of phenolic compounds in newly harvested and stored common beans *Phaseolus vulgaris* against aflatoxin b1. *Journal of Food Science*, 70(1), S73–S78. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2005.tb09068.x>
- Apostolidis, E., Kwon, Y.-I., Ghaedian, R., & Shetty, K. (2007). Fermentation of milk and soymilk by *Lactobacillus bulgaricus* and *Lactobacillus acidophilus* enhances functionality for potential dietary management of hyperglycemia and hypertension. In *Food Biotechnology* (Vol. 21, Issue 3, pp. 217–236). Informa UK Limited. <https://doi.org/10.1080/08905430701534032>

Bai, J., Ren, Y., Li, Y., Fan, M., Qian, H., Wang, L., Wu, G., Qi, X., Xu, M., & Rao, Z. (2019). Physiological functionalities and mechanisms of β -glucans. *Trends in Food Science and Technology*, 88, 57–66.

Ballard, C. R., & Maróstica, M. R. (2019). Health benefits of flavonoids. In Elsevier eBooks (pp. 185–201). <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-814774-0.00010-4>

Banasiewicz, T., Domagalska, D., Borycka-Kiciak, K., & Rydzewska, G. (2020). Determination of butyric acid dosage based on clinical and experimental studies – a literature review. *Gastroenterology Review*, 15(2), 119–125. <https://doi.org/10.5114/pg.2020.95556>

Barati, Z., Iravani, M., Karandish, M., Haghizadeh, M. H., & Masihi, S. (2021). The effect of oat bran consumption on gestational diabetes: a randomized controlled clinical trial. *BMC Endocrine Disorders*, 21(1). <https://doi.org/10.1186/s12902-021-00731-8>

Bhatia, S., Singh, A., Batra, N., & Singh, J. (2020). Microbial production and biotechnological applications of α -galactosidase. *International Journal of Biological Macromolecules*, 150, 1294–1313. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2019.10.140>

Bohn, T., Carrière, F., Day, L., Deglaire, A., Egger, L., Freitas, D., Golding, M., Feunteun, S. L., Macierzanka, A., Ménard, O., Miralles, B., Moscovici, A., Portmann, R., Recio, I., Rémond, D., Santé-Lhoutelier, V., Wooster, T. J., Lesmes, U., Mackie, A., & Dupont, D. (2017). Correlation between in vitro and in vivo data on food digestion. What can we predict with static in vitro digestion models? *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 58(13), 2239–2261. <https://doi.org/10.1080/10408398.2017.1315362>

Campos-Vega, R., Reynoso-Camacho, R., Pedraza-Aboytes, G., Acosta-Gallegos, J.A., Guzman-Maldonado, S.H., Paredes-Lopez, O., Oomah, B.D. and Loarca-Piña, G. (2009), Chemical composition and in vitro polysaccharide fermentation of different beans (*Phaseolus vulgaris* L.). *Journal of Food Science*, 74: T59-T65. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2009.01292.x>

Campos-Vega, R., Vázquez-Sánchez, K., López-Barrera, D., Loarca-Piña, G., Mendoza-Díaz, S., & Oomah, B. D. (2015). Simulated gastrointestinal digestion and in vitro colonic fermentation of spent coffee (*Coffea arabica* L.): Bioaccessibility and intestinal permeability. En Food Research International (Vol. 77, pp. 156–161). Elsevier BV. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2015.07.024>

Carbas, B., Machado, N., Oppolzer, D., Ferreira, L. M. M., Queiroz, M., Brites, C., Rosa, E., & Barros, A. (2020). Nutrients, antinutrients, phenolic composition, and antioxidant activity of common bean cultivars and their potential for food applications. Antioxidants, 9(2), 186. <https://doi.org/10.3390/antiox9020186>

Celada-Martínez, S. Evaluación de la capacidad antiinflamatoria del extracto de fermentación de la fracción no digerible de frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) cocido en macrófagos murinos. Querétaro: Universidad Autónoma de Querétaro (2017).

Celmeli, T., Sari, H., Çancı, H., Sarı, D., Adak, A., Eker, T., & Toker, C. (2018). The nutritional content of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) Landraces in comparison to modern varieties. Agronomy, 8(9), 166. <https://doi.org/10.3390/agronomy8090166>

Cerda-Pérez, R. (2018). Frituras y botanas de maíz y/o trigo. Revista del Consumidor. 43-51.

Chaturvedi, S., & Gupta, P. (2021). Functional components in extracts of Beta vulgaris (Chukandar) parts for antioxidant effect and antiobesity potential with lipase inhibition. In Food Bioscience (Vol. 41, p. 100983). Elsevier BV. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2021.100983>

Chávez-Mendoza, C., & Sánchez, E. (2017). Bioactive compounds from mexican varieties of the common bean (*Phaseolus vulgaris*): implications for health. Molecules, 22(8), 1360. <https://doi.org/10.3390/molecules22081360>

- Chen, O., Mah, E., Dioum, E. M., Marwaha, A., Shanmugam, S., Malleshi, N. G., Sudha, V., Gayathri, R., Unnikrishnan, R., Anjana, R. M., Krishnaswamy, K., Mohan, V., & Chu, Y. (2021). The role of oat nutrients in the immune system: A Narrative review. *Nutrients*, 13(4), 1048. <https://doi.org/10.3390/nu13041048>
- D'Antuono, I., Garbetta, A., Linsalata, V., Minervini, F., & Cardinali, A. (2015). Polyphenols from artichoke heads (*Cynara cardunculus* (L.) subsp. *scolymus* Hayek): in vitro bio-accessibility, intestinal uptake and bioavailability. *Food & Function*, 6(4), 1268–1277. <https://doi.org/10.1039/c5fo00137d>
- De O Maximino, J. V., Barros, L. M., Pereira, R. M., De Santi, I. I., Aranha, B. C., Busanello, C., Viana, V. E., Freitag, R. A., Batista, B. L., De Oliveira, A. C., & Pegoraro, C. (2020). Mineral and fatty acid content variation in white oat genotypes grown in Brazil. *Biological Trace Element Research*, 199(3), 1194–1206. <https://doi.org/10.1007/s12011-020-02229-1>
- Demirkesen, I. (2019). The applications of microfluidization in cereals and cereal-based products: An overview. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 60(6), 1007–1024. <https://doi.org/10.1080/10408398.2018.1555134>
- Deshpande, S. S., Cheryan, M., Salunkhe, D. K., & Luh, B. S. (1986). Tannin analysis of food products. *CRC Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 24(4), 401–449. <https://doi.org/10.1080/10408398609527441>
- Dhital, S., Warren, F. J., Butterworth, P. J., Ellis, P. R., & Gidley, M. J. (2016). Mechanisms of starch digestion by α -amylase—Structural basis for kinetic properties. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 57(5), 875–892. <https://doi.org/10.1080/10408398.2014.922043>
- Didinger, C., Foster, M. T., Bunning, M., & Thompson, H. J. (2021). Nutrition and human health benefits of dry beans and other pulses. In *Dry Beans and Pulses* (pp. 481–504). Wiley. <https://doi.org/10.1002/9781119776802.ch19>

Du, B., Meenu, M., Liu, H., & Xu, B. (2019). A concise review on the molecular structure and function relationship of B-Glucan. International Journal of Molecular Sciences, 20(16), 4032. <https://doi.org/10.3390/ijms20164032>

Duffey, K. J., Rivera, J. A., & Popkin, B. M. (2014). Snacking is prevalent in Mexico. In The Journal of Nutrition (Vol. 144, Issue 11, pp. 1843–1849). Elsevier BV. <https://doi.org/10.3945/jn.114.198192>

Dutta, A., Trivedi, A., Nath, C. P., Gupta, D. S., & Hazra, K. K. (2022). A comprehensive review on grain legumes as climate-smart crops: Challenges and prospects. Environmental Challenges, 7, 100479. <https://doi.org/10.1016/j.envc.2022.100479>

Escobedo, A., & Mojica, L. (2021). Pulse-based snacks as functional foods: Processing challenges and biological potential. Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety, 20(5), 4678–4702. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12809>

Escobedo, A., Rivera-León, E. A., Luévano-Contreras, C., Urías-Silvas, J. E., Luna-Vital, D. A., Morales-Hernández, N., & Mojica, L. (2021). Common bean baked snack consumption reduces apolipoprotein b-100 levels: A Randomized Crossover Trial. In Nutrients (Vol. 13, Issue 11, p. 3898). MDPI AG. <https://doi.org/10.3390/nu13113898>

Esfandi, R., Seidu, I., Willmore, W., & Tsopmo, A. (2021). Antioxidant, pancreatic lipase, and α -amylase inhibitory properties of oat bran hydrolyzed proteins and peptides. Journal of Food Biochemistry, 46(4). <https://doi.org/10.1111/jfbc.13762>

Estrada-Girón, Y., Martín del Campo-Campos, A., & Esparza-Merino, R. M. (2022). Tendencias en el consumo de botanas en México. Hablemos Claro.

Farmer, A.D., Mohammed, S.D., Dukes, G.E., Scott, S.M. & Hobson, A.R. (2014). Caecal pH is a biomarker of excessive colonic fermentation. World Journal of Gastroenterology, 20(17), 5000 – 5007.

- Ferreira, H., Vasconcelos, M. W., Gil, A. M., & Pinto, E. (2020). Benefits of pulse consumption on metabolism and health: A systematic review of randomized controlled trials. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 61(1), 85–96. <https://doi.org/10.1080/10408398.2020.1716680>
- Fukumoto, L., & Mazza, G. (2000). Assessing antioxidant and prooxidant activities of phenolic compounds. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48(8), 3597–3604. <https://doi.org/10.1021/jf000220w>
- Fusco, W., Lorenzo, M. B., Cintoni, M., Porcari, S., Rinninella, E., Kaitsas, F., Lener, E., Mele, M. C., Gasbarrini, A., Collado, M. C., Cammarota, G., & Ianiro, G. (2023). Short-chain fatty-acid-producing bacteria: key components of the human gut microbiota. *Nutrients*, 15(9), 2211.
- Friedman, M., & Jürgens, H. S. (2000). Effect of pH on the stability of plant phenolic compounds. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48(6), 2101–2110. <https://doi.org/10.1021/f990489j>
- Gangopadhyay, N., Hossain, M. B., Dilip, K., & Brunton, N. P. (2015). A review of extraction and analysis of bioactives in oat and barley and scope for use of novel food processing technologies. *Molecules*, 20(6), 10884–10909. <https://doi.org/10.3390/molecules200610884>
- Godswill, A. G., Somtochukwu, I. V., Ikechukwu, A. O., & Kate, E. C. (2020). Health benefits of micronutrients (vitamins and minerals) and their associated deficiency diseases: a systematic review. *International Journal of Food Sciences*, 3(1), 1–32. <https://doi.org/10.47604/ijf.1024>
- Gómez-Palomares, B. I., Optimización de la formulación de una barra nutritiva mezcla de frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) y avena (*Avena sativa*). Querétaro: Universidad Autónoma de Querétaro. 2012.
- Gutiérrez-González, J. J., & Garvin, D. F. (2016). Subgenome-specific assembly of vitamin E biosynthesis genes and expression patterns during seed development

provide insight into the evolution of oat genome. *Plant Biotechnology Journal*, 14(11), 2147–2157. <https://doi.org/10.1111/pbi.12571>

Hall, C., Hillen, C. E., & Robinson, J. (2016). Composition, nutritional value, and health benefits of pulses. *Cereal Chemistry*, 94(1), 11–31. <https://doi.org/10.1094/cchem-03-16-0069-fi>

Hernández-Hernández, O., Pereira-Caro, G., Borges, G., Crozier, A., & Olsson, O. (2021). Characterization and antioxidant activity of avenanthramides from selected oat lines developed by mutagenesis technique. *Food Chemistry*, 343, 128408. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.128408>

Herrera, M. D., Reynoso-Camacho, R., Melero-Meraz, V., Guzmán-Maldonado, S. H., & Acosta-Gallegos, J. A. (2021). Impact of soil moisture on common bean (*Phaseolus vulgaris L.*) phytochemicals. *Journal of Food Composition and Analysis*, 99, 103883. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2021.103883>

Herrera-Cazares, L. A., Ramírez-Jiménez, A. K., Luzardo-Ocampo, I., Antunes-Ricardo, M., Loarca-Piña, G., Wall-Medrano, A., & Gaytán-Martínez, M. (2021). Gastrointestinal metabolism of monomeric and polymeric polyphenols from mango (*Mangifera indica L.*) bagasse under simulated conditions. *Food Chemistry*, 365, 130528. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.130528>

Hess, J., Jonnalagadda, S. S., & Slavin, J. L. (2016). What is a snack, why do we snack, and how can we choose better snacks? A review of the definitions of snacking, motivations to snack, contributions to dietary intake, and recommendations for improvement. *Advances in Nutrition*, 7(3), 466–475. <https://doi.org/10.3945/an.115.009571>

Hou, Y., Peng, S., Song, Z., Bai, F., Li, X., & Fang, J. (2021). Oat polyphenol avenanthramide-2c confers protection from oxidative stress by regulating the Nrf2-ARE signalling pathway in PC12 cells. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 706, 108857. <https://doi.org/10.1016/j.abb.2021.108857>

Huber, K., Brigide, P., Bretas, E. B., & Canniatti-Brazaca, S. G. (2016). Phenolic acid, flavonoids and antioxidant activity of common brown beans (*Phaseolus vulgaris* L.) Before and after cooking. *Journal of Nutrition and Food Sciences*, 06(05). <https://doi.org/10.4172/2155-9600.1000551>

Ibrahim, M., Ahmad, A., Sohail, A., & Asad, M. (2020). Nutritional and functional characterization of different oat (*Avena sativa* L.) cultivars. *International Journal of Food Properties*, 23(1), 1373–1385. <https://doi.org/10.1080/10942912.2020.1806297>

Ihsan, M., Nisar, M., Nazir, N., Zahoor, M., Khalil, A. a. K., Ghafoor, A., Khan, A. A., Mothana, R. A., Ullah, R., & Ahmad, N. (2022). Genetic diversity in nutritional composition of oat (*Avena sativa* L.) germplasm reported from Pakistan. *Al-Mi'galat Al-sa'udiyať Li-ulum Al-hayať*, 29(3), 1487–1500. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2021.11.023>

Iles, I. A., Nan, X., & Verrill, L. (2017). Nutrient content claims: how they impact perceived healthfulness of fortified snack foods and the moderating effects of nutrition facts labels. In *Health Communication* (Vol. 33, Issue 10, pp. 1308–1316). Informa UK Limited. <https://doi.org/10.1080/10410236.2017.1351277>

Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI) (2023), “Estadísticas de defunciones registradas (EDR), 2025”. Consultado el 5 de mayo de 2024.

Instituto Nacional de Salud Pública (INSP), “Encuesta Nacional de Salud y Nutrición (ENSANUT 2022) Presentación de resultados”. Consultado el 20 de marzo de 2024.

Irondi, E. A., Ogunsanmi, A. O., Ahmad, R. S., Ajani, E. O., Adegoke, B. M., & Boligon, A. A. (2019). Effect of roasting on phenolics composition, enzymes inhibitory and antioxidant properties of cowpea pulses. In *Journal of Food Measurement and Characterization* (Vol. 13, Issue 2, pp. 1489–1496). Springer Science and Business Media LLC. <https://doi.org/10.1007/s11694-019-00064-0>

- Jakobek, L., Pöc, K., Valenteković, M., & Matić, P. (2024). The behavior of phenolic compounds from apples during simulated gastrointestinal digestion with focus on chlorogenic acid. *Foods*, 13(5), 693. <https://doi.org/10.3390/foods13050693>
- Johnson, G. H., & Anderson, G. H. (2010). Snacking definitions: impact on interpretation of the literature and dietary recommendations. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 50(9), 848–871. <https://doi.org/10.1080/10408390903572479>
- Joyce, S. A., Kamil, A., Fleige, L., & Gahan, C. G. M. (2019). The Cholesterol-Lowering Effect of oats and oat Beta glucan: modes of action and potential role of bile acids and the microbiome. *Frontiers in Nutrition*, 6. <https://doi.org/10.3389/fnut.2019.00171>
- Karataş, S. Ç., Günay, D., & Sayar, S. (2017). In vitro evaluation of whole faba bean and its seed coat as a potential source of functional food components. *Food Chemistry*, 230, 182–188. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.03.037>
- Kaur, S., Bhardwaj, R., Kapoor, R., & Grewal, S. K. (2019). Biochemical characterization of oat (*Avena sativa* L.) genotypes with high nutritional potential. *LWT*, 110, 32–39. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2019.04.063>
- Kim, I., Hwang, C., Yang, W., & Kim, C. (2021). Multiple antioxidative and bioactive molecules of oats (*Avena sativa* L.) In human health. *Antioxidants*, 10(9), 1454. <https://doi.org/10.3390/antiox10091454>
- Klose, C., & Arendt, E. K. (2012). Proteins in oats; their synthesis and changes during germination: a review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 52(7), 629–639. <https://doi.org/10.1080/10408398.2010.504902>
- Kotha, R. R., Finley, J. W., & Luthria, D. L. (2020). Determination of soluble mono, di, and oligosaccharide content in 23 dry beans (*Phaseolus vulgaris* L.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 68(23), 6412–6419. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.0c00713>

Kouřimská, L., Sabolová, M., Horčíčka, P., Rys, S., & Božík, M. (2018). Lipid content, fatty acid profile, and nutritional value of new oat cultivars. *Journal of Cereal Science*, 84, 44–48. <https://doi.org/10.1016/j.jcs.2018.09.012>

Li, C., Yu, W., Wu, P., & Chen, X. (2020). Current in vitro digestion systems for understanding food digestion in human upper gastrointestinal tract. *Trends in Food Science & Technology*, 96, 114–126. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2019.12.015>

Li, Z., Chen, Y., Meesapyodsuk, D., & Qiu, X. (2019). The biosynthetic pathway of major avenanthramides in Oat. *Metabolites*, 9(8), 163. <https://doi.org/10.3390/metabo9080163>

Lisciani, S., Marconi, S., Le Donne, C., Camilli, E., Aguzzi, A., Gabrielli, P., Gambelli, L., Kunert, K., Marais, D., Vorster, B. J., Alvarado-Ramos, K., Reboul, E., Cominelli, E., Preite, C., Sparvoli, F., Losa, A., Sala, T., Botha, A.-M., & Ferrari, M. (2024). Legumes and common beans in sustainable diets: nutritional quality, environmental benefits, spread and use in food preparations. *Frontiers in Nutrition*, 11. <https://doi.org/10.3389/fnut.2024.1385232>

Liu, T., Gu, Y., Waleed, A.-A., Wang, L., Li, Y., & Qian, H. (2024). Challenges and opportunities in developing low glycemic index foods with white kidney bean α -amylase inhibitor. *Trends in Food Science & Technology*, 147, 104397. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2024.104397>

Los, F. G. B., Zielinski, A. a. F., Wojeicchowski, J. P., Nogueira, A., & Demiate, I. M. (2018). Beans (*Phaseolus vulgaris* L.): whole seeds with complex chemical composition. *Current Opinion in Food Science*, 19, 63–71. <https://doi.org/10.1016/j.cofs.2018.01.010>

Lucas-González, R., Viuda-Martos, M., & Fernández-López, J. (2018). In vitro digestion models suitable for foods: Opportunities for new fields of application and challenges. *Food Research International*, 107, 423–436. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2018.02.055>

Lucini, L., Tava, A., Mennella, G., Pecetti, L., Masoero, F., Sparvoli, F., Lo Fiego, A., & Campion, B. (2019). Nutrients' and antinutrients' seed content in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) Lines carrying mutations affecting seed composition. *Agronomy*, 9(6), 317. <https://doi.org/10.3390/agronomy9060317>

Luzardo-Ocampo, I. Caracterización y evaluación del potencial antiinflamatorio de la fracción no digerible de una botana horneada de harina de maíz (*Zea mays* L.) nixtamalizado y frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) cocido. Querétaro: Universidad Autónoma de Querétaro. 2016.

Luzardo-Ocampo, I., Campos-Vega, R., Gaytán-Martínez, M., Preciado-Ortiz, R., Mendoza, S., & Loarca-Piña, G. (2017). Bioaccessibility and antioxidant activity of free phenolic compounds and oligosaccharides from corn (*Zea mays* L.) and common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) chips during in vitro gastrointestinal digestion and simulated colonic fermentation. In *Food Research International* (Vol. 100, pp. 304–311). Elsevier BV. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2017.07.018>

Ma, M., Wang, Y., Wang, M., Jane, J., & Du, S. (2017). Physicochemical properties and in vitro digestibility of legume starches. *Food Hydrocolloids*, 63, 249–255. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2016.09.004>

Madrera, R. R., Čampa, A., Valles, B. S., & Fernández, J. J. F. (2021). Phenolic content and antioxidant activity in seeds of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Foods*, 10(4), 864. <https://doi.org/10.3390/foods10040864>

Maheshwari, G., Sowrirajan, S., & Joseph, B. (2019). β -Glucan, a dietary fiber in effective prevention of lifestyle diseases – An insight. *Bioactive Carbohydrates and Dietary Fibre*, 19, 100187. <https://doi.org/10.1016/j.bcdf.2019.100187>

Martín-Diana, A. B., García-Casas, M. J., Martínez-Villaluenga, C., FríAs, J., Peñas, E., & Rico, D. (2021). Wheat and oat brans as sources of polyphenol compounds for development of antioxidant nutraceutical ingredients. *Foods*, 10(1), 115. <https://doi.org/10.3390/foods10010115>

Martínez-Villaluenga, C., & Peñas, E. (2017). Health benefits of oat: current evidence and molecular mechanisms. *Current Opinion in Food Science*, 14, 26–31. <https://doi.org/10.1016/j.cofs.2017.01.004>

Meenu, M., Zhang, Y., Kamboj, U., Zhao, S., Cao, L., Ping, H., & Xu, B. (2021). Rapid determination of β-glucan content of hulled and naked oats using near infrared spectroscopy combined with chemometrics. *Foods*, 11(1), 43. <https://doi.org/10.3390/foods11010043>

Minekus, M., Alminger, M., Alvito, P., Ballance, S., Bohn, T., Bourlieu, C., Carrière, F., Boutrou, R., Corredig, M., Dupont, D., Dufour, C., Egger, L., Golding, M., Karakaya, S., Kirkhus, B., Le Feunteun, S., Lesmes, U., Macierzanka, A., Mackie, A., ... Brodkorb, A. (2014). A standardised staticin vitrodigestion method suitable for food – an international consensus. In *Food Funct.* (Vol. 5, Issue 6, pp. 1113–1124). Royal Society of Chemistry (RSC). <https://doi.org/10.1039/c3fo60702j>

Miyazawa, T., Burdeos, G. C., Itaya, M., Nakagawa, K., & Miyazawa, T. (2019). Vitamin E: Regulatory redox interactions. *IUBMB Life*, 71(4), 430–441. <https://doi.org/10.1002/iub.2008>

Moffett, J. R., Puthillathu, N., Vengilote, R., Jaworski, D. M., & Namooddiri, A. M. (2020). Acetate revisited: a key biomolecule at the nexus of metabolism, epigenetics and oncogenesis—part 1: acetyl-coa, acetogenesis and acyl-coa short-chain synthetases. *Frontiers in Physiology*, 11. <https://doi.org/10.3389/fphys.2020.580167>

Mojica, L., Meyer, A., Berhow, M. A., & de Mejía, E. G. (2015). Bean cultivars (*Phaseolus vulgaris* L.) have similar high antioxidant capacity, in vitro inhibition of α-amylase and α-glucosidase while diverse phenolic composition and concentration. *Food Research International*, 69, 38–48. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2014.12.007>

Moloney, J. N., & Cotter, T. G. (2018). ROS signalling in the biology of cancer. *Seminars in Cell & Developmental Biology*, 80, 50–64. <https://doi.org/10.1016/j.semcdb.2017.05.023>

National Center for Biotechnology Information (2024). PubChem Compound Summary for CID 985, Palmitic Acid. Recuperado en marzo 23, 2024 de <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Palmitic-Acid>.

Nchanji, E. B., & Ageyo, O. C. (2021). Do common beans (*Phaseolus vulgaris* L.) Promote good health in humans? A systematic review and meta-analysis of clinical and randomized controlled trials. *Nutrients*, 13(11), 3701. <https://doi.org/10.3390/nu13113701>

Nenadis, N., Wang, L., Tsimidou, M. Z., & Zhang, H. (2004). Estimation of scavenging activity of phenolic compounds using the ABTS•+ assay. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52(15), 4669–4674. <https://doi.org/10.1021/jf0400056>

Ngoh, Y.-Y., Choi, S. B., & Gan, C.-Y. (2017). The potential roles of Pinto bean (*Phaseolus vulgaris* cv. Pinto) bioactive peptides in regulating physiological functions: Protease activating, lipase inhibiting and bile acid binding activities. In *Journal of Functional Foods* (Vol. 33, pp. 67–75). Elsevier BV. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2017.03.029>

Nogala-Kałucka, M., Kawka, A., Dwiecki, K., & Siger, A. (2020). Evaluation of bioactive compounds in cereals. Study of wheat, barley, oat and selected grain products. *Acta Scientiarum Polonorum*, 19(4), 405–423. <https://doi.org/10.17306/j.afs.0858>

Oomah, B. D., Cardador-Martínez, A., & Loarca-Piña, G. (2005). Phenolics and antioxidative activities in common beans (*Phaseolus vulgaris* L). *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 85(6), 935–942. <https://doi.org/10.1002/jsfa.2019>

Official Methods of Analysis of AOAC INTERNATIONAL. (2023) 22th Ed., AOAC INTERNATIONAL, Gaithersburg, MD, USA, Official Method 920.15.

Official Methods of Analysis of AOAC INTERNATIONAL. (2023) 22th Ed., AOAC INTERNATIONAL, Gaithersburg, MD, USA, Official Method 920.39.

Official Methods of Analysis of AOAC INTERNATIONAL. (2023) 22th Ed., AOAC INTERNATIONAL, Gaithersburg, MD, USA, Official Method 925.23.

Official Methods of Analysis of AOAC INTERNATIONAL. (2023) 22th Ed., AOAC INTERNATIONAL, Gaithersburg, MD, USA, Official Method 945.46.

Ovando-Martínez, M., Whitney, K., Reuhs, B. L., Doehlert, D. C., & Şimşek, Ş. (2013). Effect of hydrothermal treatment on physicochemical and digestibility properties of oat starch. *Food Research International*, 52(1), 17–25. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2013.02.035>

Pallares, A. P., Gwala, S., Pälchen, K., Duijsens, D., Hendrickx, M., & Grauwet, T. (2021). Pulse seeds as promising and sustainable source of ingredients with naturally bioencapsulated nutrients: Literature review and outlook. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 20(2), 1524–1553. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12692>

Palomares-Navarro, M. J., Sánchez-Quezada, V., Palomares-Navarro, J. J., Ayala-Zavala, J. F., & Loarca-Piña, G. (2023). Nutritional and nutraceutical properties of selected pulses to promote gluten-free food products. *Plant Foods for Human Nutrition*, 78(2), 253–260. <https://doi.org/10.1007/s11130-023-01060-y>

Paudel, D., Dhungana, B., Caffe, M., & Krishnan, P. (2021). A review of Health-Beneficial Properties of oats. *Foods*, 10(11), 2591. <https://doi.org/10.3390/foods10112591>

Peddio, S., Padiglia, A., Cannea, F. B., Crnjar, R., Zam, W., Sharifi-Rad, J., Rescigno, A., & Zucca, P. (2022). Common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) α -amylase inhibitors as safe nutraceutical strategy against diabetes and obesity: An update review. *Phytotherapy Research*, 36(7), 2803–2823. <https://doi.org/10.1002/ptr.7480>

Petroski, W., & Minich, D. M. (2020). Is there such a thing as “anti-nutrients”? A narrative review of perceived problematic plant compounds. *Nutrients*, 12(10), 2929. <https://doi.org/10.3390/nu12102929>

Pino, J. L., Mujica, V., & Arredondo, M. (2021). Effect of dietary supplementation with oat β -glucan for 3 months in subjects with type 2 diabetes: A randomized, double-blind, controlled clinical trial. *Journal of Functional Foods*, 77, 104311. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2020.104311>

Popova, A., & Mihaylova, D. (2019). Antinutrients in plant-based foods: a review. *The Open Biotechnology Journal*, 13(1), 68–76. <https://doi.org/10.2174/1874070701913010068>

Portincasa, P., Bonfrate, L., Vacca, M., De Angelis, M., Farella, I., Lanza, E., Khalil, M., Wang, D. Q.-H., Sperandio, M., & Di Ciaula, A. (2022). Gut microbiota and short chain fatty acids: implications in glucose homeostasis. *International Journal of Molecular Sciences*, 23(3), 1105. <https://doi.org/10.3390/ijms23031105>

Punia, S., Sandhu, K. S., Dhull, S. B., Siroha, A. K., Purewal, S. S., Kaur, M., & Kidwai, M. K. (2020). Oat starch: Physico-chemical, morphological, rheological characteristics and its applications - A review. *International Journal of Biological Macromolecules*, 154, 493–498. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2020.03.083>

Ramírez-González, J. Instauración de la función de operaciones de un sistema de producción alimentario a partir de comparación de la composición química de diferentes lotes de una barra de frijol común (*Phaseolus vulgaris*) y avena (*Avena sativa*). Querétaro: Universidad Autónoma de Querétaro. 2018.

Ramírez-Jiménez, A. K., Elaboración y evaluación del valor nutrimental, nutraceutíco y sensorial de una barra horneada de frijol (*Phaseolus vulgaris L.*) y avena (*Avena sativa*). Querétaro: Universidad Autónoma de Querétaro. 2010.

Ramírez-Jiménez, A. K., Reynoso-Camacho, R., Tejero, M. E., León-Galván, M. F., & Loarca-Piña, G. (2015). Potential role of bioactive compounds of *Phaseolus vulgaris L.* on lipid-lowering mechanisms. *Food Research International*, 76, 92–104. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2015.01.002>

Ramírez-Jiménez, A. K., Luzardo-Ocampo, I., Cuellar-Nuñez, M. L., Anaya-Loyola, M. A., León-Galván, Ma. F., & Loarca-Piña, G. (2022). Daily intake of a Phaseolus vulgaris L. Snack bar attenuates hypertriglyceridemia and improves lipid metabolism-associated plasma proteins in mexican women: a randomized clinical trial. In Frontiers in Nutrition (Vol. 9). Frontiers Media SA. <https://doi.org/10.3389/fnut.2022.890136>

Rezende, E. S. V., Lima, G. C., & Naves, M. M. V. (2021). Dietary fibers as beneficial microbiota modulators: A proposed classification by prebiotic categories. *Nutrition*, 89, 111217. <https://doi.org/10.1016/j.nut.2021.111217>

Rios, L. Y., Bennett, R. N., Lazarus, S. A., Rémesy, C., Scalbert, A., & Williamson, G. (2002). Cocoa procyanidins are stable during gastric transit in humans,. The American Journal of Clinical Nutrition, 76(5), 1106–1110. <https://doi.org/10.1093/ajcn/76.5.1106>

Santiago-Ramos, D., De Dios Figueroa-Cárdenas, J., Velés-Medina, J. J., & Salazar, R. (2018). Physicochemical properties of nixtamalized black bean (*Phaseolus vulgaris* L.) flours. *Food Chemistry*, 240, 456–462. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.07.156>

Saura-Calixto, F., Serrano, J., & Goñi, I. (2007). Intake and bioaccessibility of total polyphenols in a whole diet. In Food Chemistry (Vol. 101, Issue 2, pp. 492–501). Elsevier BV. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.02.006>

Secretaría de Salud (SSA). (2012): NOM-043-SSA2-2012: Servicios básicos de salud. Promoción y educación para la salud en materia alimentaria. Criterios para brindar orientación. Ciudad de México: SSA.

Secretaría de Salud (SSA). (2008): NOM-247-SSA1-2008: Productos y servicios. Cereales y sus productos. Cereales, harinas de cereales, sémolas o semolinas. Alimentos a base de: cereales, semillas comestibles, de harinas, sémolas o semolinas o sus mezclas. Productos de panificación. Disposiciones y

especificaciones sanitarias y nutrimentales. Métodos de prueba. Ciudad de México: SSA.

Serna-Pérez, A. B., Loarca-Piña, G., & Lizardo-Ocampo, I. (2021). Characterization of dietary fiber extracts from corn (*Zea mays* L.) And cooked common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) Flours and evaluation of their inhibitory potential against enzymes associated with glucose and lipids metabolism in vitro. In The 2nd International Electronic Conference on Foods - "Future Foods and Food Technologies for a Sustainable World." Foods 2021. MDPI. <https://doi.org/10.3390/foods2021-11049>

Sharma, R., Sharma, S., Makroo, H. A., & Dar, B. N. (2021). Role of pulses to modulate the nutritive, bioactive and technological functionality of cereal-based extruded snacks: a review. International Journal of Food Science & Technology, 57(7), 3882–3891. <https://doi.org/10.1111/ijfs.15186>

Shi, L., Arntfield, S. D., & Nickerson, M. T. (2018). Changes in levels of phytic acid, lectins and oxalates during soaking and cooking of Canadian pulses. Food Research International, 107, 660–668. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2018.02.056>

Shiga, T. M., Lajolo, F. M., & Filisetti, T. M. C. C. (2003). Cell wall polysaccharides of common beans (*Phaseolus vulgaris* L.). Food Science and Technology, 23(2), 141–148. <https://doi.org/10.1590/s0101-20612003000200007>

Shimura, S., Tsuzuki, W., Kobayashi, S., & Suzuki, T. (1992). Inhibitory effect on lipase activity of extracts from medicinal herbs. In Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry (Vol. 56, Issue 9, pp. 1478–1479). Informa UK Limited. <https://doi.org/10.1271/bbb.56.1478>

Soycan, G., Schär, M. Y., Kristek, A., Boberska, J., Alsharif, S., Corona, G., Shewry, P. R., & Spencer, J. P. E. (2019). Composition and content of phenolic acids and avenanthramides in commercial oat products: Are oats an important polyphenol source for consumers? Food Chemistry: X, 3, 100047. <https://doi.org/10.1016/j.fochx.2019.100047>

Szewczyk, K., Chojnacka, A., & Górnicka, M. (2021). Tocopherols and Tocotrienols—Bioactive dietary compounds; What is certain, what is doubt? International Journal of Molecular Sciences, 22(12), 6222. <https://doi.org/10.3390/ijms22126222>

Tosh, S. M., & Bordenave, N. (2020). Emerging science on benefits of whole grain oat and barley and their soluble dietary fibers for heart health, glycemic response, and gut microbiota. Nutrition Reviews, 78(Supplement_1), 13–20. <https://doi.org/10.1093/nutrit/nuz085>

Treviño-Mejía, D., Luna-Vital, D. A., Gaytán-Martínez, M., Mendoza, S., & Loarca-Piña, G. (2016). Fortification of commercial nixtamalized maize (*Zea mays L.*) With common bean (*Phaseolus vulgaris L.*) Increased the nutritional and nutraceutical content of tortillas without modifying sensory properties. In Journal of Food Quality (Vol. 39, Issue 6, pp. 569–579). Wiley. <https://doi.org/10.1111/jfq.12251>

USDA, NRCS. [2024]. The PLANTS Database (<http://plants.usda.gov>, 24/02/2024).

USDA, “U.S. Department of agriculture, agricultural research service. FoodData central, “oat,” 2019, <https://fdc.nal.usda.gov/fdc-app.html#/food-details/1101825/nutrients>.

USDA. FoodData Central (2018). Recuperado de: <https://fdc.nal.usda.gov/fdc-app.html#/food-details/173734/nutrients>

U.S. Department of Health and Human Services and U.S. Department of Agriculture. 2020–2025 Dietary Guidelines for Americans, 9th ed.; Recuperado de: https://www.dietaryguidelines.gov/sites/default/files/2020-12/Dietary_Guidelines_for_Americans_2020-2025.pdf

Van Den Broeck, H., Londoño, D. M. M., Timmer, R., Smulders, M., Gilissen, L., & Van Der Meer, I. (2015). Profiling of nutritional and health-related compounds in oat varieties. Foods, 5(4), 2. <https://doi.org/10.3390/foods5010002>

Varma, P., Bhankharia, H., & Bhatia, S. (2016). Oats: A multi-functional grain. *Journal of Clinical and Preventive Cardiology*, 5(1), 9. <https://doi.org/10.4103/2250-3528.183984>

Wainaina, I., Wafula, E., Sila, D. N., Kyomugasho, C., Grauwet, T., Van Loey, A., & Hendrickx, M. (2021). Thermal treatment of common beans (*Phaseolus vulgaris L.*): Factors determining cooking time and its consequences for sensory and nutritional quality. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 20(4), 3690–3718. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12770>

Wehrli, F., Taneri, P. E., Bano, A., Bally, L., Blekkenhorst, L. C., Bussler, W., Metzger, B., Minder, B., Glišić, M., Muka, T., & Kern, H. (2021). Oat intake and risk of type 2 diabetes, cardiovascular disease and all-cause mortality: a systematic review and meta-analysis. *Nutrients*, 13(8), 2560. <https://doi.org/10.3390/nu13082560>

Weitkunat, K., Schumann, S., Nickel, D., Kappo, K. A., Petzke, K. J., Kipp, A. P., Blaut, M., & Klaus, S. (2016). Importance of propionate for the repression of hepatic lipogenesis and improvement of insulin sensitivity in high-fat diet-induced obesity. *Molecular Nutrition & Food Research*, 60(12), 2611–2621. <https://doi.org/10.1002/mnfr.201600305>

Wolever, T. M. S., Rahn, M., Dioum, E. M., Spruill, S. E., Ezatagha, A., Campbell, J., Jenkins, A. L., & Chu, Y. (2021). An Oat β -Glucan Beverage Reduces LDL Cholesterol and Cardiovascular Disease Risk in Men and Women with Borderline High Cholesterol: A Double-Blind, Randomized, Controlled Clinical Trial. *The Journal of Nutrition*, 151(9), 2655–2666. <https://doi.org/10.1093/jn/nxab154>

Wołosiak, R., Drużyńska, B., Derewiaka, D., Piecyk, M., Majewska, E., Ciecielska, M., Worobiej, E., & Pakosz, P. (2022). Verification of the conditions for determination of antioxidant activity by ABTS and DPPH Assays—A Practical Approach. *Molecules*, 27(1), 50. <https://doi.org/10.3390/molecules27010050>

World Health Organization (WHO). Enfermedades no Transmisibles [Non-Transmissible Diseases]. Disponible en:

<https://www.who.int/data/gho/data/themes/mortality-and-global-health-estimates/ghe-leading-causes-of-death> (accedido el 18 Feb 2024).

Xie, Q., Li, Q., Fang, H., Zhang, R., Tang, H., & Chen, L. (2024). Gut-derived short-chain fatty acids and macrophage modulation: exploring therapeutic potentials in pulmonary fungal infections. *Clinical Reviews in Allergy & Immunology*, 66(3), 316–327. <https://doi.org/10.1007/s12016-024-08999-z>

Xu, L., Cao, J., Zhong, S., Gao, Y., & Cui, X. (2021). Seeking Aggregation-Induced emission Materials in food: OAT B-Glucan and its diverse applications. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 69(27), 7680–7686. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.1c02567>

Xue, Y., Teng, Y., Chen, M., Zheng, L., & Wang, G. (2021). Antioxidant activity and mechanism of avenanthramides: double h+/e- processes and role of the catechol, guaiacyl, and carboxyl groups. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 69(25), 7178–7189. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.1c01591>

Yang, Q., Gan, R., Ge, Y., Zhang, D., & Corke, H. (2018). Polyphenols in common beans (*Phaseolus vulgaris* L.): chemistry, analysis, and factors affecting composition. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 17(6), 1518–1539. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12391>

Yao, Y., Cai, X., Fei, W., Ye, Y., Zhao, M., & Zheng, C. (2020). The role of short-chain fatty acids in immunity, inflammation and metabolism. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 62(1), 1–12. <https://doi.org/10.1080/10408398.2020.1854675>

Yau, Y. F., El-Nezami, H., Galano, J., Kundt, Z. M., Durand, T., & Lee, J. C. (2020). Lactobacillus rhamnosus GG and oat Beta-glucan regulated fatty acid profiles along the gut-liver-brain axis of mice fed with high fat diet and demonstrated antioxidant and anti-Inflammatory potentials. *Molecular Nutrition & Food Research*, 64(18). <https://doi.org/10.1002/mnfr.202000566>

Yoo, H. U., Ko, M. J., & Chung, M. S. (2020). Hydrolysis of beta-glucan in oat flour during subcritical-water extraction. *Food Chemistry*, 308, 125670. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.125670>

Yu, J. H., Xia, J., Yang, C., Pan, D., Xu, D., Sun, G., & Xia, H. (2022). Effects of OAT Beta-Glucan intake on lipid profiles in hypercholesterolemic Adults: A Systematic Review and Meta-Analysis of Randomized Controlled Trials. *Nutrients*, 14(10), 2043. <https://doi.org/10.3390/nu14102043>

Zhang, Y., Li, Y., Ren, X., Zhang, X., Wu, Z., & Liu, L. (2023). The positive correlation of antioxidant activity and prebiotic effect about oat phenolic compounds. *Food Chemistry*, 402, 134231. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2022.134231>

Żyła, E., Dziendzikowska, K., Kamola, D., Wilczak, J., Sapierzyński, R., Harasym, J., & Gromadzka-Ostrowska, J. (2021). Anti-Inflammatory activity of OAT Beta-Glucans in a Crohn's Disease model: Time- and molar Mass-Dependent effects. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(9), 4485. <https://doi.org/10.3390/ijms22094485>

Лоскутов, И. Г., & Khlestkina, Е. К. (2021). Wheat, barley, and oat breeding for health benefit components in grain. *Plants*, 10(1), 86. <https://doi.org/10.3390/plants10010086>

IX. Anexos

Anexo 1: Consentimiento informado para la participación en la investigación

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE QUERÉTARO

Posgrado de Alimentos, Facultad de Química

“Carta de consentimiento informado para participar en el proyecto de investigación”

Título del protocolo:

“Efecto de la digestión *in vitro* de una barra de frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) y avena (*Avena sativa*) sobre sus compuestos bioactivos y enzimas digestivas”

Directora de proyecto: Dra. Ma Guadalupe Flavia Loarca Piña

Lugar de realización del estudio: Departamento de Investigación y Posgrado de Alimentos. Facultad de Química. Universidad Autónoma de Querétaro.

INVITACIÓN

Se le invita a participar en este estudio de investigación. Antes de decidir si desea participar o no, debe conocer y comprender todos los siguientes apartados. A esto se le conoce como *consentimiento informado*. Por favor, siéntase con toda libertad de hacer preguntas sobre cualquier aspecto que le ayude a elucidar dudas e inquietudes que tenga al respecto.

Cuando haya comprendido en su totalidad el objetivo del estudio y si quiere participar, se le pedirá que lea y firme esta forma de consentimiento informado. Se le hará la entrega de una copia fechada y firmada de esta.

1. JUSTIFICACIÓN DEL ESTUDIO

En la actualidad, en México las principales causas de mortalidad en la población en general, son: enfermedades cardiovasculares y diabetes *mellitus*. La divulgación de información sobre los factores de riesgo y la búsqueda de medidas de prevención para este tipo de enfermedades es de vital importancia.

Una de las estrategias para la prevención es el consumo de alimentos funcionales, los cuales, por sus compuestos bioactivos, como lo son la fibra dietaria y compuestos fenólicos, tienen efectos sobre el metabolismo de carbohidratos y lípidos, disminuyendo la absorción de los mismos, reduciendo el riesgo de padecer enfermedades como la diabetes *mellitus* y dislipidemias.

Alimentos con estas características son la avena y el frijol común, siendo la primera un cereal cuyo consumo va al alza por sus compuestos bioactivos, como los beta-glucanos y compuestos fenólicos, mientras que el frijol común es la leguminosa más consumida en el país, siendo la principal fuente de proteínas no animales en la dieta de los mexicanos, además de su buena cantidad de compuestos bioactivos.

Al combinar ambos alimentos, se pueden producir refrigerios funcionales atractivos para los consumidores, lo que conlleva a mejores hábitos alimenticios y una mejor salud en la población.

2. OBJETIVO DEL ESTUDIO

- Evaluar el efecto de la digestión gastrointestinal *in vitro* sobre los compuestos bioactivos de una barra de frijol común (*P. vulgaris*) y avena (*A. sativa*) y la actividad biológica de estos en la inhibición de enzimas digestivas (α -amilasa, α -glucosidasa, lipasa pancreática).

3. BENEFICIOS DEL ESTUDIO

Este estudio permitirá conocer el potencial preventivo de enfermedades como diabetes *mellitus* y cardiacas de una barra preparada a partir de avena y frijol común, así como el efecto de sus compuestos bioactivos en la salud gastrointestinal.

4. PROCEDIMIENTOS DEL ESTUDIO

Si acepta la participación en el estudio, usted deberá seguir los siguientes pasos:

1. Un día antes del ensayo, tendrá que asistir en la hora señalada al laboratorio de Bioquímica Toxicológica del Posgrado de Alimentos de la Facultad de Química de la Universidad Autónoma de Querétaro. Se le entregará un vaso estéril para muestra en donde deberá colectar su primera evacuación del día y traerla al laboratorio señalado anteriormente.

5. ACLARACIONES

- La decisión de la participación en el estudio es totalmente voluntaria.
- No existirá ninguna consecuencia desfavorable para su persona, en caso de no aceptar la participación.
- Si decide participar en el estudio tendrá la opción de retirarse en el momento que usted deseé, aun cuando el investigador responsable no se lo solicite, pudiendo informar o no, las razones de su decisión, la cual será respetada en su totalidad.
- No tendrá que hacer gasto alguno durante el estudio.
- No recibirá ningún beneficio económico por su participación.
- En el transcurso del estudio tiene el derecho de solicitar información actualizada sobre el mismo, al investigador responsable.
- En caso de que usted desarrolle algún efecto adverso secundario no previsto, se le proporcionará el cuidado médico apropiado, siempre y cuando estos

efectos sean consecuencia de su participación en el estudio, previamente valorado por personal médico.

- La información obtenida en este estudio, utilizada para la identificación de cada voluntario, será mantenida con estricta confidencialidad por el grupo de investigadores.
- Si considera que no hay dudas ni preguntas acerca de su participación, puede, si así lo desea, firmar la Carta de Consentimiento Informado que forma parte de este documento.

6. INFORMACIÓN DE CONTACTO

Si tiene alguna pregunta acerca de su participación o desea la opinión de otra persona fuera del estudio, usted puede consultar al médico de su confianza.

En caso de que tenga cualquier pregunta acerca del proyecto o en caso de una emergencia, llame al número 461 201 5062, con el Ing. Juan Carlos Jiménez Oliver.

7. CONSENTIMIENTO INFORMADO

Yo, _____ he leído y comprendido la información anterior y mis preguntas han sido respondidas de manera satisfactoria. He sido informado y entiendo que los datos obtenidos en el estudio pueden ser publicados o difundidos con fines científicos. Convengo en participar en este estudio de investigación. Recibiré una copia firmada y fechada de esta forma de consentimiento.

Firma del participante

Fecha de la firma

Testigo 1

Fecha

Testigo 2

Fecha

He explicado al Sr(a). _____ la naturaleza y los propósitos de la investigación; le he explicado acerca de los riesgos y beneficios que implica su participación. He contestado a las preguntas en la medida de lo posible y he preguntado si tiene alguna duda. Acepto que he leído y conozco la normatividad correspondiente para realizar investigación con seres humanos y me apego a ella.

Una vez concluida la sesión de preguntas y respuestas, se procedió a firmar el presente documento.

Firma del investigador

Fecha

8. CARTA DE REVOCACIÓN DEL CONSENTIMIENTO

Título del protocolo:

Investigador principal:

Sede donde se realizará el estudio:

Nombre del participante: _____

Por este conducto deseo informar mi decisión de retirarme de este protocolo de investigación por las siguientes razones: (Opcional)

Nombre del participante

Firma del participante o del padre o tutor

Fecha de la firma

Anexo 2: Dictamen del Comité de Bioética de la UAQ.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE QUERÉTARO
FACULTAD DE QUÍMICA



C.U., Querétaro, mayo 29, 2024
No. de oficio. CBQ24/072

Dra. Ma. Guadalupe Flavia Loarca Piña
Investigadora responsable

Juan Carlos Jiménez Oliver
Estudiante responsable

Dra. Rocío Campos Vega
Dra. Sandra Olimpia Mendoza Díaz
Dra. Aurea Karina Ramírez Jiménez
Dra. Montserrat Hernández Iturriaga
Colaboradores

El protocolo de investigación titulado “Efecto de la digestión *in vitro* de una barra de frijol común (*Phaseolus vulgaris L.*) y avena (*Avena sativa*) sobre sus compuestos bioactivos y enzimas digestivas” sometido a evaluación por parte del Comité de Bioética de la Facultad de Química involucra la participación de sujetos humanos. Las características del diseño del protocolo de investigación son resumidas a continuación:

Tipo de estudio	Toma de muestra biológica sin intervención
Población de estudio	Adultos sanos
Tamaño de muestra	2 individuos
Reclutamiento	Mediante carteles
Aviso de reclutamiento	Incluido
Tipo de intervención	No aplica
Duración del estudio	5-10 min
VARIABLES DE MEDICIÓN	No aplica
Manejo de RPBI	De acuerdo a la norma
Toma de muestra biológica	Heces
Personal capacitado para valoraciones	No aplica
Riesgos a los participantes	Sin riesgo
Atención médica	No aplica



Consentimiento informado	Incluido
Revocación del consentimiento informado	Incluido

Con base en las actividades de responsabilidad para el Comité de Bioética de la Facultad de Química de la Universidad Autónoma de Querétaro en la revisión de proyectos de investigación con la participación de sujetos humanos (directamente en ensayos clínicos, investigación observacional o por empleo de muestras biológicas), así como del uso de animales de experimentación, le comunicamos que el protocolo de investigación titulado "**Efecto de la digestión *in vitro* de una barra de frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) y avena (*Avena sativa*) sobre sus compuestos bioactivos y enzimas digestivas**", del cual Usted es responsable, fue evaluado con una resolución de **aprobado en lo referente a los aspectos bioéticos del proyecto**.

Cabe mencionar que ningún integrante del Comité declaró conflicto de interés para la evaluación del protocolo de investigación. Sin más por el momento, quedamos a sus órdenes para cualquier duda o aclaración.


Iza Fernanda Pérez Ramírez

Presidente

Comité de Bioética de la Facultad de Química
Universidad Autónoma de Querétaro

