



Desarrollo de modelos matemáticos para el cálculo del tiempo de tratamiento térmico de conservas vegetales envasadas

William Rolando Miranda–Zamora
Diana Lastenia Espinoza Valdiviezo
Hans Himbler Minchán Velayarce
Juan de Dios Mendoza Seclén
Jeimis Royler Yalta Meza
Leandro Alonso Vallejos More
David Roberto Ricse Reyes



Desarrollo de modelos matemáticos para el cálculo
del tiempo de tratamiento térmico de
conservas vegetales envasadas

Desarrollo de modelos matemáticos para el cálculo del tiempo de tratamiento térmico de conservas vegetales envasadas

William Rolando Miranda–Zamora
Diana Lastenia Espinoza Valdiviezo
Hans Himbler Minchán Velayarce
Juan de Dios Mendoza Seclén
Jeimis Royler Yalta Meza
Leandro Alonso Vallejos More
David Roberto Ricse Reyes



William Rolando Miranda–Zamora
Diana Lastenia Espinoza Valdiviezo
Hans Himbler Minchán Velayarce
Juan de Dios Mendoza Seclén
Jeimis Royler Yalta Meza
Leandro Alonso Vallejos More
David Roberto Ricse Reyes

Desarrollo de modelos matemáticos para el cálculo
del tiempo de tratamiento térmico de
conservas vegetales envasadas

ISBN: 978-9942-603-01-2

Savez editorial

Título: Desarrollo de modelos matemáticos para el cálculo
del tiempo de tratamiento térmico de
conservas vegetales envasadas

Primera Edición: Octubre 2021

ISBN: 978-9942-603-01-2

Obra revisada previamente por la modalidad doble par ciego, en caso
de requerir información sobre el proceso comunicarse al correo
electrónico
editor@savezeditorial.com

Queda prohibida la reproducción total o parcial de esta obra por cualquier
medio (electrónico, mecánico, fotocopia, grabación u otros), sin la previa
autorización por escrito del titular de los derechos de autor, bajo las sanciones
establecidas por la ley. El contenido de esta publicación puede ser reproducido
citando la fuente.

El trabajo publicado expresa exclusivamente la opinión de los autores, de
manera que no compromete el pensamiento ni la responsabilidad del Savez
editorial

Prefacio

El libro “*Desarrollo de modelos matemáticos para el cálculo del tiempo de tratamiento térmico de conservas vegetales envasadas*” muestra modelos matemáticos desarrollados a partir del nomograma y la carta de los años sesenta, para la evaluación del tiempo de tratamiento térmico en curva de calentamiento quebrada, utilizando el método matemático diseñado Ball en los años veinte.

Estos modelos matemáticos fueron desarrollados buscando facilitar la evaluación de los tratamientos térmicos en el estudio de variables de proceso, a la vez de ser una fuente importante de datos formulando resultados preliminares para los tratamientos térmicos. Estos modelos matemáticos son una contribución para el área de procesos de las plantas alimentarias. El método de cálculo escogido fue el propuesto por el nomograma y la carta publicadas en los años sesenta y que son de uso actual.

Las ventajas del desarrollo de estos modelos matemáticos de simulación de procesos de calor son debidas al hecho que el establecimiento de una prueba real de penetración de calor no es tan sencillo. Esta requiere de adquisiciones de datos, sensores de temperatura y trabajo técnico, dependiendo del equipo y el trabajo de grupo implicado, los resultados pueden ser confiables. Además de eso, la formulación del producto, geometría del envase, la temperatura inicial del alimento y otras variables que pueden producir cambios significativos en el tiempo de esterilización preestablecido o requerido. Entonces, es muy común el uso de cálculos teóricos, principalmente durante el estudio de variables de proceso.

Los modelos matemáticos desarrollados son muy sencillos y volverá fácil y rápida las soluciones de tiempo de tratamiento

térmico, incluyendo las del proceso industrial, ahorrando tiempo, material y costos.

William Rolando Miranda–Zamora
Diana Lastenia Espinoza Valdiviezo
Hans Himbler Minchán Velayarce
Juan de Dios Mendoza Seclén
Jeimis Royler Yalta Meza
Leandro Alonso Vallejos More
David Roberto Ricse Reyes

Contenido	Página
Capítulo 1 Procesamiento térmico de conservas vegetales	
1.1. Introducción	1
1.2. Consumo de vegetales en conserva	5
1.3. Alimentos de baja acidez y el microorganismo de interés	7
Bibliografía	24
Capítulo 2 Esterilidad comercial	
2.1. Introducción	33
2.2. Consideraciones del procesamiento térmico	34
2.2.1. Curva de tiempo de muerte térmica	35
2.3. Cinética	41
2.4. Determinación de la medida de la resistencia de los microorganismos	51
Bibliografía	57
Capítulo 3 Envases para el procesamiento térmico	
3.1. Introducción	71
3.2. Envases de hojalata	71
3.3. Examen preliminar de las latas	86
3.3.1. Apertura	86
3.3.2. Muestreo	87
3.3.2.1. Alimentos sólidos	87
3.3.2.2. Alimentos semisólidos	87
3.4. Envases inoculados	91
Bibliografía	92
Capítulo 4 Determinación de modelos matemáticos	
4.1. Metodología	95
4.1.1. Materiales	95
4.1.2. Métodos	95
4.2. Resultados y discusión	96
4.3. Conclusiones	99
Bibliografía	100

1

Capítulo

Procesamiento térmico de conservas vegetales

1.1. Introducción

Botánicamente los diversos vegetales son estacionales, regionales y altamente perecibles debido a su alto contenido de humedad (más allá del 0,8 o 80%) (Yong et al., 2009). En la Figura 1.1 se muestran algunos vegetales siendo transportados al área de procesamiento de conservas.



Figura 1.1. Vegetales transportados dentro de una planta conservera.

Tradicionalmente las técnicas de conservación tales como la congelación, esterilización comercial y secado (Figura 1.2) tienen por objetivo la inhibición química, enzimática y cambios microbiológicos para minimizar el deterioro y extender la vida útil de los vegetales frescos.



Figura 1.2. Técnicas de conservación tradicionales.

El origen del procesamiento térmico data del siglo dieciocho, cuando Nicholas Appert (1752–1841) (Figura 1.3), considerado como el “Padre de la conserva” aplica el calentamiento a envases sellados de alimentos (de los cuales el aire fue removido) en agua hirviendo como medio de conservación (Le et al., 2020; Featherstone, 2012). Luego Louis Pasteur (Figura 1.4) demostró la relación entre temperatura e inactivación microbiana (Tulchinsky, 2018; Walden, 2003). En el siglo veinte, científicos de los Estados Unidos, entre ellos Charles Olin Ball (Figura 1.5), establecieron los fundamentos para las operaciones comerciales y desarrollaron los procesos de retorta para el enlatado (Robertson, 2019; Gould, 1997).



Figura 1.3. Nicholas Appert, dibujado por un desconocido.

En los Estados Unidos, la popularidad de los vegetales en conserva es la segunda después de los vegetales frescos y forma una parte integral de la producción y utilización de vegetales (Abbatemarco y Ramaswamy, 1994). Muchas nuevas formas y variedades de vegetales en conserva, tal como lo orgánico y bajo

en sodio, están siendo adaptadas a las necesidades del mercado y empezando a surgir para atraer el interés en esta categoría. Sin embargo, la industria conservera esta desafiada por la percepción de los productores de materias primas baratas, y preocupaciones por el medio ambiente por el uso de gran cantidad de agua y la eliminación de latas, etc. (Park et al., 2019).



Figura 1.4. La imagen más copiada de Louis Pasteur en su laboratorio, pintado por Albert Edelfeldt (1885) [©Instituto Pasteur].



Figura 1.5. El tecnólogo de alimentos Charles Olin Ball.

1.2. Consumo de vegetales en conserva

El consumo de vegetales que son bajos en calorías, grasa y azúcar, pero alto en minerales, fibra e importantes vitaminas, se recomienda para minimizar el riesgo de enfermedades crónicas.

Las frutas se consumen en diferentes formas en todo el mundo: algunas se consumen frescas, mientras que otras se utilizan como alimento para animales o en la elaboración de productos procesados como frutas secas y enlatadas y encurtidos (Mohamed et al., 2011).

Las conservas de vegetales son peladas, cortadas, sometidas a tratamiento térmico, y listas para utilizar los productos (Featherstone, 2016; Singh et al., 2015). Si no se abre, los vegetales en conserva no requieren de almacenamiento en refrigeración (Tola y Ramaswamy, 2018). El procesado térmico, por lo tanto, permite vegetales seguros y asequibles (Shen et al., 2021). En los Estados Unidos el promedio de uso per cápita de vegetales frescos, en conserva y congelados (sin incluir las papas) durante los años 2000 a 2008 fue aproximadamente 59%, 33% y 7%, respectivamente (USDA, 2009). La Figura 1.6 muestra la tendencia en el uso de conservas vegetales en los Estados Unidos. Tomates en conserva fueron los vegetales más consumidos (en el 2008, 67,2 lb), seguido por el maíz dulce (6,8 lb), judías verdes (3,3 lb) y las zanahorias (1,6 lb).

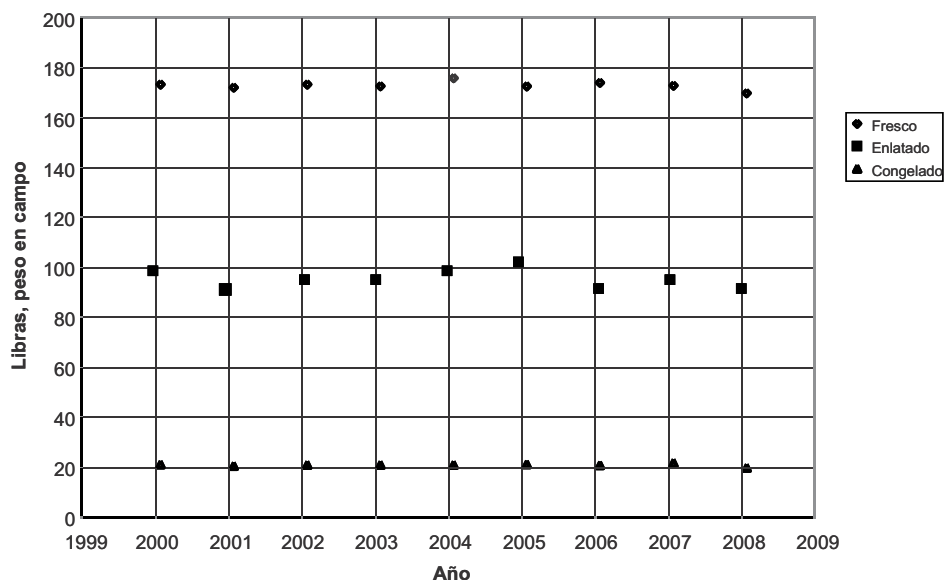


Figura 1.6. El uso per cápita de los vegetales frescos y procesados producidos comercialmente en los Estados Unidos.

En el 2019, se produjeron alrededor de 116,8 millones de toneladas métricas de banano en todo el mundo. Los cultivos de frutas son una parte importante de la producción agrícola. Según las cantidades de producción, las frutas frescas más populares en todo el mundo son las bananas, las manzanas y las uvas (Shahbandeh, 2021). En 2020, se produjeron aproximadamente 229,24 mil toneladas de pepinillos en Alemania, frente a las aproximadamente 269,81 mil toneladas del año anterior (Koptyug, 2021).

1.3. Alimentos de baja acidez y el microorganismo de interés

Los microorganismos crecen muy bien alrededor de pH neutro de 7,0; pero debajo de 4,0 pocos (a excepción de mohos y levaduras) pueden desarrollar (Salman, 2020; Shan, 2016; Miranda-Zamora y Teixeira, 2012). Un clásico ciclo de desarrollo microbiano se muestra en la Figura 1.7.

El tiempo que toma la población de células microbianas para duplicarse se denomina tiempo de generación (Welker et al., 2021). El tiempo de generación de un microorganismo depende del tipo de microorganismo y de su medio ambiente (Delignette-Muller, 1998). Típicamente, bajo condiciones favorables las bacterias tienen un tiempo de generación de 20 a 30 minutos (McClure et al., 1994). Por lo tanto, cada hora, la población puede duplicarse dos o tres veces más (Cuadro 1.1).

Si el crecimiento de la fisión binaria no se limita, la población puede llegar a una cifra escalofriante de más de $2,8 \times 10^{15}$ en sólo 24 horas. Afortunadamente, mientras que el rápido crecimiento de bacterias y otros microorganismos es una realidad, siempre hay factores que limitan el crecimiento, por lo que este tipo de números no se producen (Miranda-Zamora y Teixeira, 2012; Ross, 2000).

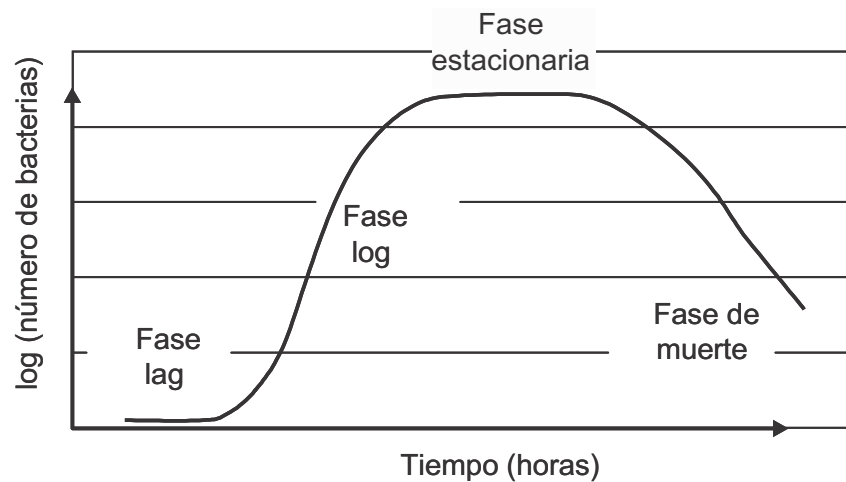


Figura 1.7. Velocidad de crecimiento versus el tiempo para varias fases del crecimiento bacteriano.

Fuente: Adaptado de Miranda-Zamora y Teixeira (2012).

Cuadro 1.1. Incremento teórico en la población bacteriano bajo condiciones ideales

Tiempo	Número teórico de bacterias	
Inicio	1	$1,0 \times 10^0$
30 min	2	$2,0 \times 10^0$
1 h	4	$4,0 \times 10^0$
2 h	16	$1,6 \times 10^1$
5 h	1024	$1,0 \times 10^3$
6 h	4096	$4,1 \times 10^3$
8 h	65 536	$6,5 \times 10^4$
12 h	1 677 216	$1,6 \times 10^7$
24 h	281 474 976 710	$2,8 \times 10^{15}$
	656	

Hay una serie de factores que afectan el crecimiento microbiano y es importante que se entiendan con el fin de ser capaz de controlar el número de microorganismos (Prescott *et al.*, 1996).

En la siguiente lista, los primeros seis son llamados factores intrínsecos y son formas naturales de protección de los alimentos de los microorganismos, y los tres últimos son

llamados factores extrínsecos y propiedades del entorno de almacenamiento de los alimentos (Giannakourou et al., 2021):

- (1)pH,
- (2)humedad,
- (3)nutrientes,
- (4)potencial de reducción,
- (5)resistencia antimicrobiana,
- (6)estructuras biológicas,
- (7)humedad relativa,
- (8)contenido de oxígeno/gases en el medio ambiente,
- (9)temperatura

El pH es la medida de la acidez de la solución y se refiere a la concentración de iones hidrógeno de una solución (Samaranayake y Sastry, 2013; Aslan y Ranganna, 1993; Heil y McCarthy, 1989). Este se define como el logaritmo negativo de la concentración de iones H^+ , es dado por la ecuación [1.1]:

$$pH = -\log[H^+] \quad [1.1]$$

donde $[H^+]$ es la concentración de iones H^+ en moles por litro.

Los valores numéricos que se encuentran en el Cuadro 1.2 para $[H_3O^+]$ (concentración de iones hidronios) y $[OH^-]$ (concentración de iones hidroxilos) son voluminosos (Westcott, 1978) y los usó el químico danés, Søren Peter Lauritz Sørensen (Figura 1.8), para desarrollar el sistema de pH en el año 1909 (Sgambato et al., 2011; Cohn, 1939).

A cualquier temperatura, el producto de las concentraciones molares (moles/litro) de H_3O^+ y OH^- es una constante referida como K_w (Norby, 2000), así:

$$[H_3O^+] [OH^-] = K_w \quad [1.2]$$

Cuadro 1.2. Concentración de $[H_3O^+]$ y $[OH^-]$ en algunos alimentos líquidos a 25°C

Alimento	$[H_3O^+]$	$[OH^-]$	K_w^1
Coca cola	$2,24 \times 10^{-3}$	$4,66 \times 10^{-12}$	1×10^{-14}
Jugo de uva	$5,62 \times 10^{-4}$	$1,78 \times 10^{-11}$	1×10^{-14}
SevenUp	$3,55 \times 10^{-4}$	$2,82 \times 10^{-11}$	1×10^{-14}
Cerveza Schlitz	$7,95 \times 10^{-5}$	$1,26 \times 10^{-10}$	1×10^{-14}
Agua pura	$1,00 \times 10^{-7}$	$1,00 \times 10^{-7}$	1×10^{-14}
Agua de caño	$4,78 \times 10^{-9}$	$2,09 \times 10^{-6}$	1×10^{-14}
Leche de magnesia	$7,94 \times 10^{-11}$	$1,26 \times 10^{-4}$	1×10^{-14}

¹ K_w = constante de producto iónico para el agua de $[H_3O^+]$ y $[OH^-]$.

Fuente: Adaptado de Sgambato et al. (2011).

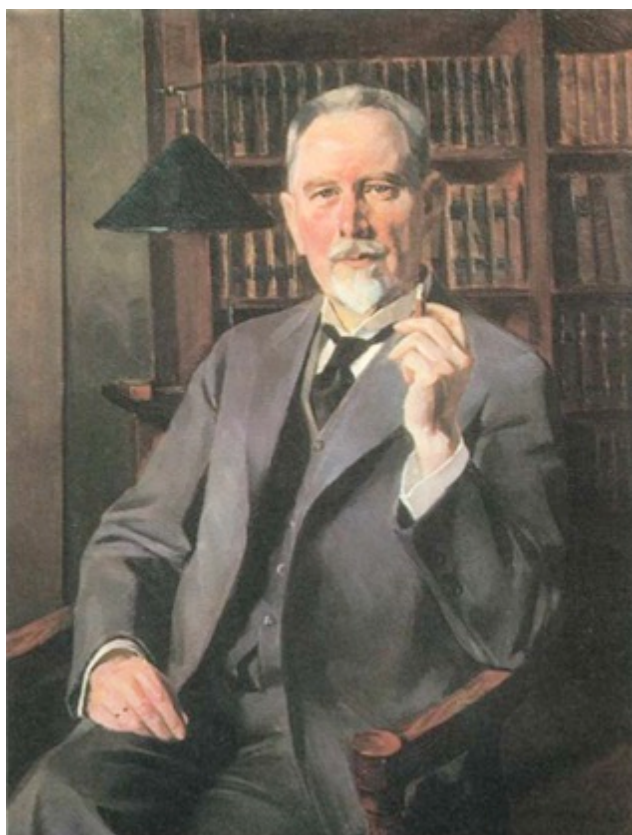


Figura 1.8. Científico químico danés Søren Peter Lauritz Sørensen quien desarrolló la escala de pH.

Fuente: Adaptado de Sgambato et al. (2011).

La constante de producto iónico para el agua varía con la temperatura. Por ejemplo, a 25°C, $K_w = 1,04 \times 10^{-14}$ pero a 100°C, $K_w = 58,2 \times 10^{-14}$ (Foster y Roelofse, 1987). El concepto anterior de K_w lleva a la pregunta ¿cuál es la concentración de $[H_3O^+]$ y $[OH^-]$ que se encuentran en el agua pura?. Experimentalmente se ha mostrado que la concentración de $[H_3O^+]$ es de aproximadamente $1,0 \times 10^{-7}$ M, como es el de la $[OH^-]$ a 25°C (Ver Cuadro 1.3). Dado que las concentraciones de estos iones son iguales, al agua pura se le conoce como neutra (Sadler y Murphy, 2010).

Cuadro 1.3. Relación de $[H^+]$ versus pH y $[OH^-]$ versus pOH a 25°C

$[H^+]$	pH	$[OH^-]$	pOH
10^0	0	10^{-14}	14
10^{-1}	1	10^{-13}	13
10^{-2}	2	10^{-12}	12
10^{-3}	3	10^{-11}	11
10^{-4}	4	10^{-10}	10
10^{-5}	5	10^{-9}	9
10^{-6}	6	10^{-8}	8
10^{-7}	7	10^{-7}	7
10^{-8}	8	10^{-6}	6
10^{-9}	9	10^{-5}	5
10^{-10}	10	10^{-4}	4
10^{-11}	11	10^{-3}	3
10^{-12}	12	10^{-2}	2
10^{-13}	13	10^{-1}	1
10^{-14}	14	10^0	0

Fuente: Adaptado de Sadler y Murphy (2010).

La medición del pH incluye métodos potenciómetros y colorimétricos (Figura 1.9). El pH-ímetro es un buen ejemplo de potenciómetro (un dispositivo que mide a un flujo de corriente

infinitesimal) (Lestido-Cardama et al., 2021; Shen et al., 2021). El principio básico de la potenciometría (un método electroquímico de voltametría a corriente cero) implica el uso de una celda electrolítica compuesta por dos electrodos sumergidos en una muestra en solución (Ivanova et al., 2020; Santini et al., 2009). La caída de voltaje, está relacionada con la concentración iónica de la solución. Dada la presencia de la corriente que podría alterar la concentración de iones circundantes o producir reacciones irreversibles, este voltaje se mide en condiciones tales que la corriente infinitesimal es de 10^{-12} amperes o menos.



(a)



(b)

Figura 1.9. (a) Potenciométrico, el pH-ímetro da la medida del pH de la solución directamente y (b) Colorimétrico, una tira de papel impregnada con un indicador universal es conveniente para estimar el pH de la solución.

Cuatro partes principales del sistema de pH son necesarias: (1) electrodo de referencia, (2) electrodo indicador (sensible al pH), (3) voltímetro o un amplificador que es capaz de medir pequeñas diferencias de voltaje en un circuito de muy alta resistencia, y (4) la muestra analizada (Figura 1.10).

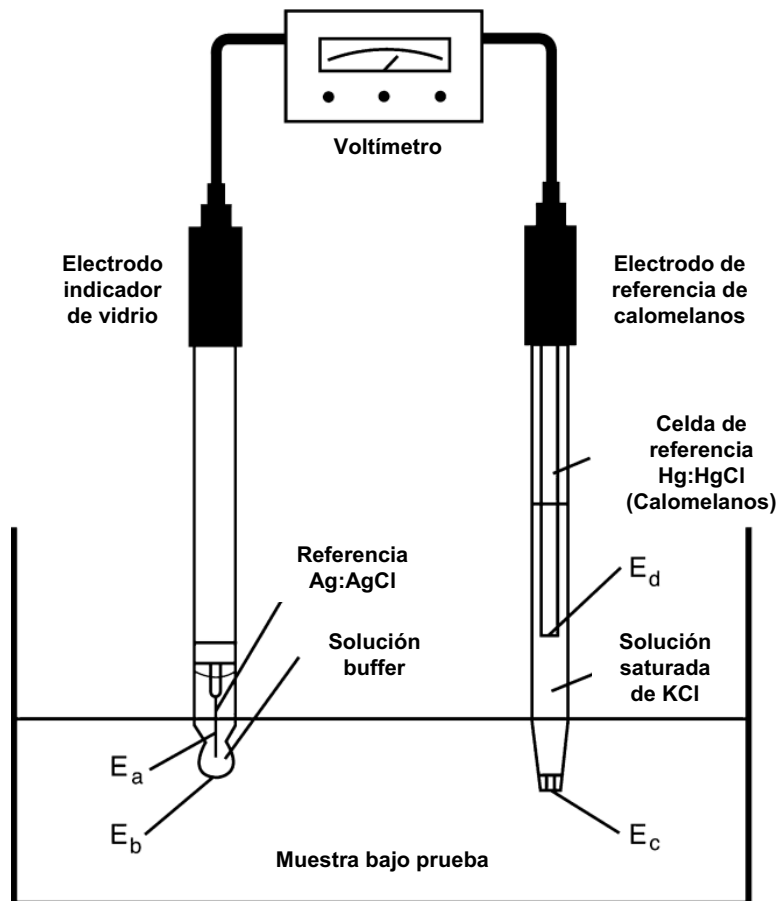


Figura 1.10. El circuito de medida del sistema potenciométrico. E_a : es el potencial de contacto entre Ag: electrodo AgCl y el líquido interno. E_a es independiente del pH de la solución de prueba, pero depende de la temperatura. E_b : es el potencial de desarrollo en la membrana de vidrio sensible al pH. E_b varía con el pH de la solución de prueba y también con la temperatura. Además de este potencial del electrodo de vidrio también se desarrolla un potencial de asimetría, que depende de la composición y la forma de la membrana de vidrio. También cambia con la antigüedad del electrodo. E_c : es el potencial de difusión entre una solución saturada de KCl y la muestra de prueba. E_c es esencialmente independiente de la solución de prueba. E_d : es el contacto potencial entre la porción de electrodo de calomelanos y puente salino de KCl. E_d es independiente de la solución de prueba, pero depende de la temperatura.

Fuente: Adaptado de Sadler y Murphy (2010).

En la Figura 1.10 se observa que hay dos electrodos involucrados en la medición. Cada uno de estos electrodos se ha diseñado cuidadosamente para producir un potencial constante, reproducible. Por lo tanto, en ausencia de otros iones, la diferencia de potencial entre los dos electrodos se fija y se calcula fácilmente. Sin embargo, los iones H_3O^+ en solución contribuyen con un nuevo potencial a través de una membrana de vidrio selectivo de iones integrado en el electrodo indicador. Esto altera la diferencia de potencial entre los dos electrodos de una manera que es proporcional a la concentración de H_3O^+ . El potencial resultante de la combinación de todas las potencialidades individuales se llama potencial del electrodo y es fácilmente convertible en las lecturas de pH.

La concentración de iones hidrógeno (o más exactamente, la actividad) se determina por el voltaje que se desarrolla entre los dos electrodos. La ecuación de Walther Hermann Nernst Görbitz (Mendelssohn, 1964), más conocida como la ecuación de Nernst relaciona la respuesta del electrodo con la actividad en la que (Chang et al., 2004; Walczak et al., 1997):

$$E = E_0 + \ln 10 \times \frac{RT}{nF} \log A \quad [1.3]$$

donde E, es el potencial del electrodo de medida; E_0 , es el potencial del electrodo estándar, una constante representa la suma de los potenciales individuales en el sistema a una temperatura estándar, concentración de iones y composición del electrodo; R, es la constante universal de los gases, 8,313 Joules/Kelvin/mol; F, constante de Faraday, 96 490 Coulombs/mol; T, temperatura absoluta (Kelvin); N, número de carga del ión y A, actividad del ión a ser medido.

Para iones monovalentes (tal como el ión hidronio) a 25°C, la relación de $\ln 10 \times RT/F$ es calculado como 0,0591, como sigue:

$$\ln 10 \times \frac{RT}{F} = \ln 10 \times \frac{8,313 \frac{\text{J}}{\text{K} \cdot \text{mol}} \times 298\text{K}}{96490 \frac{\text{J}}{\text{V} \cdot \text{mol}}} = 0,059 \quad [1.4]$$

Por lo tanto, el voltaje producido por el sistema de electrodos es una función lineal del pH, el potencial del electrodo es de 59 mV esencialmente (0,059 V) para cada cambio de una unidad de pH. En la neutralidad (pH 7), el potencial del electrodo es 0 mV. En pH 6, el potencial del electrodo es 60 mV, mientras que a pH 4, el potencial del electrodo es 180 mV. Por el contrario, a un pH de 8, el potencial del electrodo es de -60 mV.

Hay que destacar que la relación anterior entre los milivoltios y el pH no existe más que a 25°C, y los cambios de temperatura alteran erróneamente la lectura del pH. Por ejemplo, a 0°C, el potencial del electrodo es 54mV, mientras que a 100°C es 70mV. Los pH-ímetros modernos tienen un pH atenuador sensible (compensador de temperatura) construido en ellos con el fin de dar cuenta de este efecto de la temperatura (Karastogianni et al., 2016).

Hoy en día, la mayoría de los laboratorios de análisis de alimentos utilizan electrodos combinados (Figura 1.11) que combinan tanto el electrodo de pH y el de referencia, junto con la sonda de detección de temperatura en una sola unidad o sonda (Webster, 2003). Estos electrodos de combinación están disponibles en varios tamaños y formas de muy pequeñas microsondas para sondas de superficie plana, todo de vidrio o de plástico, y desde la punta del electrodo expuesto a puntas de los electrodos con camisa para evitar que se rompa la punta de vidrio (Vivaldi et al., 2020). Microsondas pueden ser utilizadas para medir el pH de los sistemas muy pequeños como el interior de una célula o en una solución sobre un portaobjetos de microscopio (Silva et al., 2019). Las sondas de electrodos de superficie plana se pueden utilizar para medir el pH de sustancias

semisólidas y de alta viscosidad, tales como platos de carne, queso, el agar y cantidades pequeñas tan bajas como 10 microlitros.

Es muy importante que el pH-ímetro sea operado y mantenido apropiadamente. Por lo tanto, se debe seguir las recomendaciones específicas dadas por el fabricante. Para una mayor precisión, el medidor debe ser estandarizado con dos soluciones tampón (calibración de dos puntos). Seleccione dos buffers de valores de pH de 3 unidades de pH de diferencia, antes de medir el pH de la muestra prevista. Los tres buffers de estandarización más usados ampliamente en los laboratorios son un buffer de pH 4,0, un buffer de pH 7,0, y un buffer de pH 9,0 (a 25°C) (Webster, 2003).

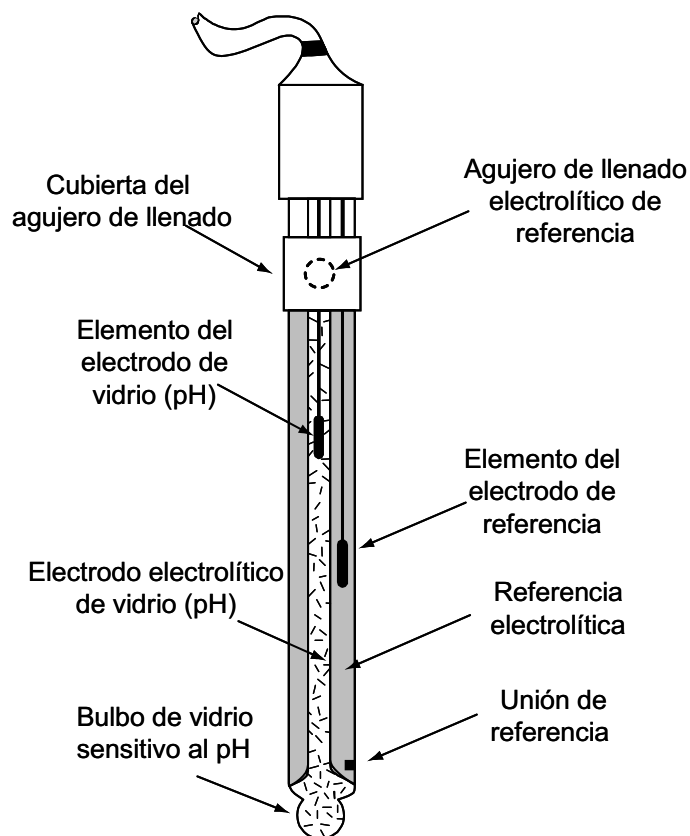


Figura 1.11. Electrodo combinado en el pH-ímetro.
Fuente: Adaptado de Webster (2003).

Estas son las típicas soluciones de color rosa, amarillo y azul, encontradas junto a los pH-ímetros en muchos laboratorios. De este modo, el pH-ímetro siempre está listo para ser utilizado y la vida de los electrodos se prolonga. Una recomendación (Palop, 1999) que se debe seguir se refiere al electrodo de referencia de calomelanos. El nivel de la solución de almacenamiento siempre debe estar por lo menos 2 cm por debajo del nivel de una solución saturada de KCl en el electrodo para evitar la difusión de la solución de almacenamiento en el electrodo (Figura 1.12).

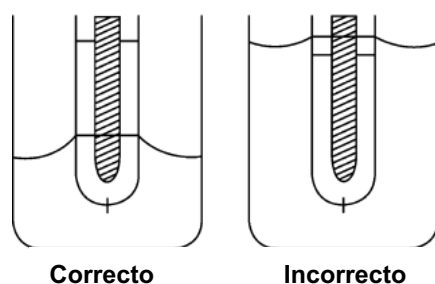


Figura 1.12. Profundidad correcta e incorrecta de electrodos de calomelanos en soluciones.

Fuente: Adaptado de Sadler y Murphy (2010).

El método colorimétrico puede ser usado en vez del potenciométrico (Marschke y Kitchen, 1985). El método colorimétrico para pH implica el uso de tintes indicadores en soluciones que poco a poco cambian de color en rangos de pH limitados (Figura 1.13). Un indicador que tiene el mayor cambio de color en aproximadamente el pH de la muestra que se prueba es seleccionado (Amelin, 2002). El pH es determinado por el color del indicador cuando se expone a la muestra bajo prueba (Das et al., 2021).

Una cinta de papel tratada con tinte indicador (papel indicador) se sumerge en la muestra en solución, y dependiendo del pH de la solución, la cinta cambiará de color y un pH aproximado se puede determinar por comparación con una carta de colores estándar (Mohamed Mahroop Raja et al., 2012). Este método no

tiene la precisión del método potenciométrico, pero proporciona una prueba rápida (Knežević y Serdar, 2009).



Figura 1.13. Soluciones que contienen un indicador universal, que muestra una amplia gama de colores como variación del pH. Los valores de pH están dados por los números de color negro. Estas soluciones van desde muy ácido (arriba) a muy básica (abajo).

El rango de la escala del pH va desde 0 hasta 14 (Gotor et al., 2017). Menor que 7 es ácido (Yin et al., 2011) y mayor que 7 es alcalino (Rodman, 2002). La mayoría de los vegetales tienen $\text{pH} > 4,6$ y son considerados alimentos de baja acidez (Cuadro 1.4). Como resultado, los vegetales son buenos candidatos para el crecimiento de microorganismos patógenos y de deterioro. Las conservas de vegetales, por lo tanto, requieren consideraciones especiales de procesamiento térmico. El principal microorganismo de interés en conservas vegetales es el *Clostridium botulinum* (*C. botulinum*), un anaerobio, Gram-positivo, microorganismo formador de espora que produce una neurotoxina mortal (el botulismo es la enfermedad paralizante letal) y puede crecer en medios de baja salinidad y de baja acidez (Aureli, 2017; Aureli et al., 2008). Este microorganismo es

inhibido por calentamiento encima de 121°C. La toxina producida por *C. botulinum* es destruida a 85°C por durante 5 minutos de calentamiento, pero las esporas de *C. botulinum* son estables al calor y pueden ser inactivadas solamente por calentamiento a 121°C bajo presión de 15–20 lb/pulg² por lo menos por 20 minutos (Noomtim y Cheirsilp, 2011). Bajas temperaturas de almacenamiento (4°C) y condiciones de alta acidez (pH < 4,5) inhibe el crecimiento de *C. botulinum* (Sobel *et al.*, 2004) o pH < 4,6 (Smelt *et al.*, 1982). Desafortunadamente, no podemos acidificar los vegetales antes de procesarlos térmicamente (Derossi *et al.*, 2011), ya que tiene un efecto negativo sobre el color de los vegetales verdes.

Cuadro 1.4. Valores de pH de vegetales seleccionados

Vegetal	pH
Alcachofas	5,6
Alcachofas en conserva	5,7–6,0
Espárragos	4,0–6,0
Espárragos en conserva	5,2–5,3
Alverjas verdes	5,7–6,2
Frijol	5,4–6,0
Betarraga	4,0–5,6
Brócoli	5,2–6,0
Coles de Bruselas	6,0–6,3
Repollo	5,2–6,0
Zanahoria	4,9–5,2
Coliflor	5,6
Apio	5,7–6,0
Maíz	6,0–7,5
Cebolla	5,3–5,8
Guisantes	5,8–7,0
Pimiento	5,15
Calabaza	4,8–5,2
Chucrut	3,4–3,6

Fuente: CFSAN (2009).

Cuadro 1.4. Valores de pH de vegetales seleccionados [continuación]

Vegetal	pH
Espinaca	5,5–6,8
Tomates (enteros)	4,2–4,9
Tomates en conserva	3,5–4,7

En la Figura 1.14 se muestra algunos ejemplos del rango de crecimiento de algunos microorganismos.

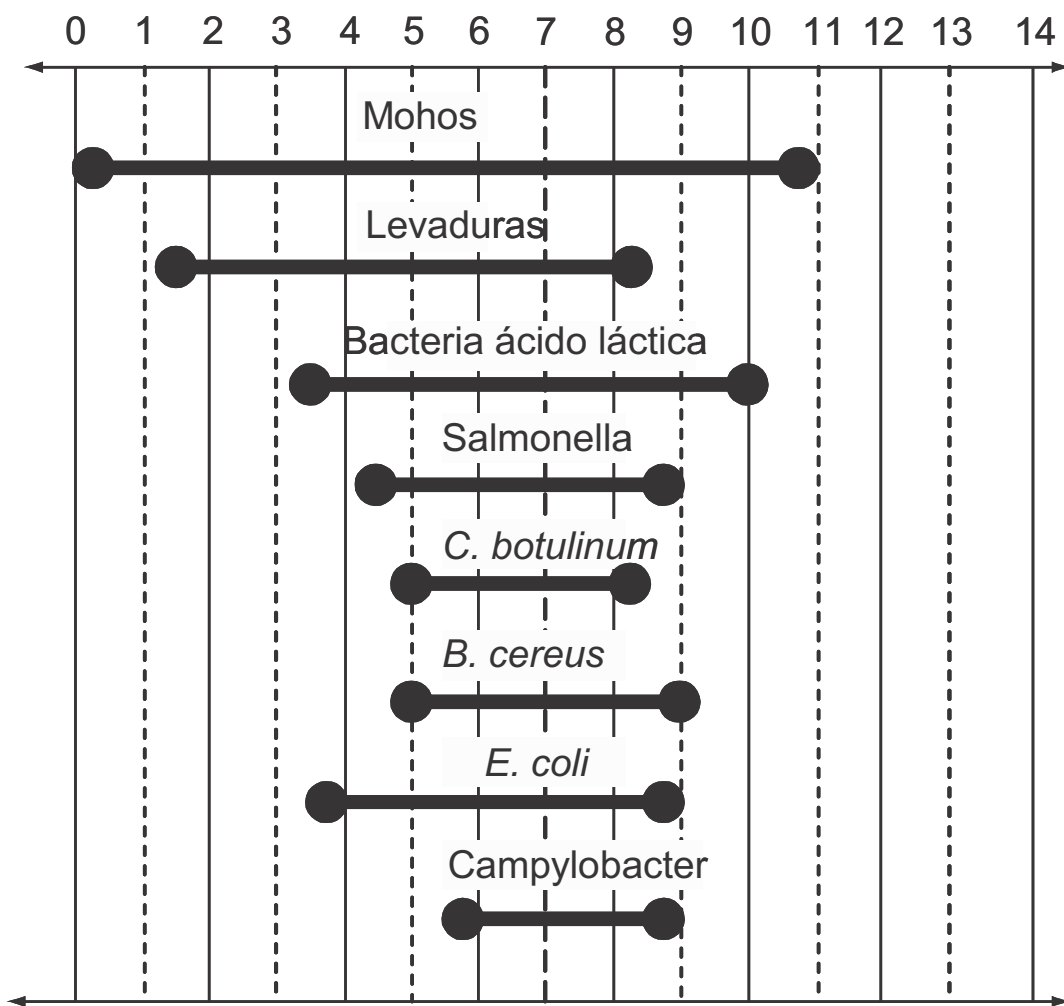


Figura 1.14. Rango de pH del crecimiento de algunos microorganismos.

Los microorganismos no pueden crecer en un medio libre de agua, debido a que la actividad enzimática está ausente, y la mayoría de reacciones químicas se hacen más lentas.

Los vegetales frescos, como las frutas, naturalmente tienen un alto contenido de humedad el cual en promedio es cercano al 80% (Shi et al., 2008) (Figura 1.15). Este efecto es aprovechado en el secado, el cual es uno de los métodos de conservación más antiguos (Chen et al., 2020; Vijayan et al., 2017). El secado reduce la disponibilidad de humedad con lo que limita el número y tipo de microorganismos que pueden crecer y reduce la velocidad a la que puedan hacerlo (Wankhade et al., 2013). Una medida de este parámetro se denomina actividad de agua y se define por la relación de la presión de vapor de agua en el sustrato alimento a la presión de vapor de agua pura a la misma temperatura y se denota por el término a_w , dado en la ecuación (Pittia y Antonello, 2016) [1.5]:

$$a_w = \frac{P}{P_0} \quad [1.5]$$

donde P , es la presión de vapor de la solución (alimento), Pascal y P_0 , es la presión de vapor del agua pura, Pascal.

La actividad de agua es una medida del agua que está a disposición de los microorganismos (Syamaladevi et al., 2016). El agua pura tiene una actividad de agua de 1,0 (Prior, 1979); mientras que la mayoría de los alimentos frescos tienen una actividad de agua de aproximadamente entre 0,98 a 0,99. El crecimiento de la mayoría de los microorganismos se limita al rango de a_w superior a 0,90; pero algunos microorganismos que son de gran importancia en la conservación de los alimentos y el deterioro de los alimentos pueden crecer a niveles más bajos. Estos se llaman halófilos, xerófilos y osmófilos (Pitt y Hocking, 1997). Los halófilos son incapaces de crecer en ambientes sin sal (NaCl) y a menudo requieren grandes cantidades de sal para crecer (Yin et al., 2015). Los xerófilos son microorganismos que pueden crecer en condiciones relativamente secas (baja a_w) (Laroche et al., 2005; Sperber, 1983).

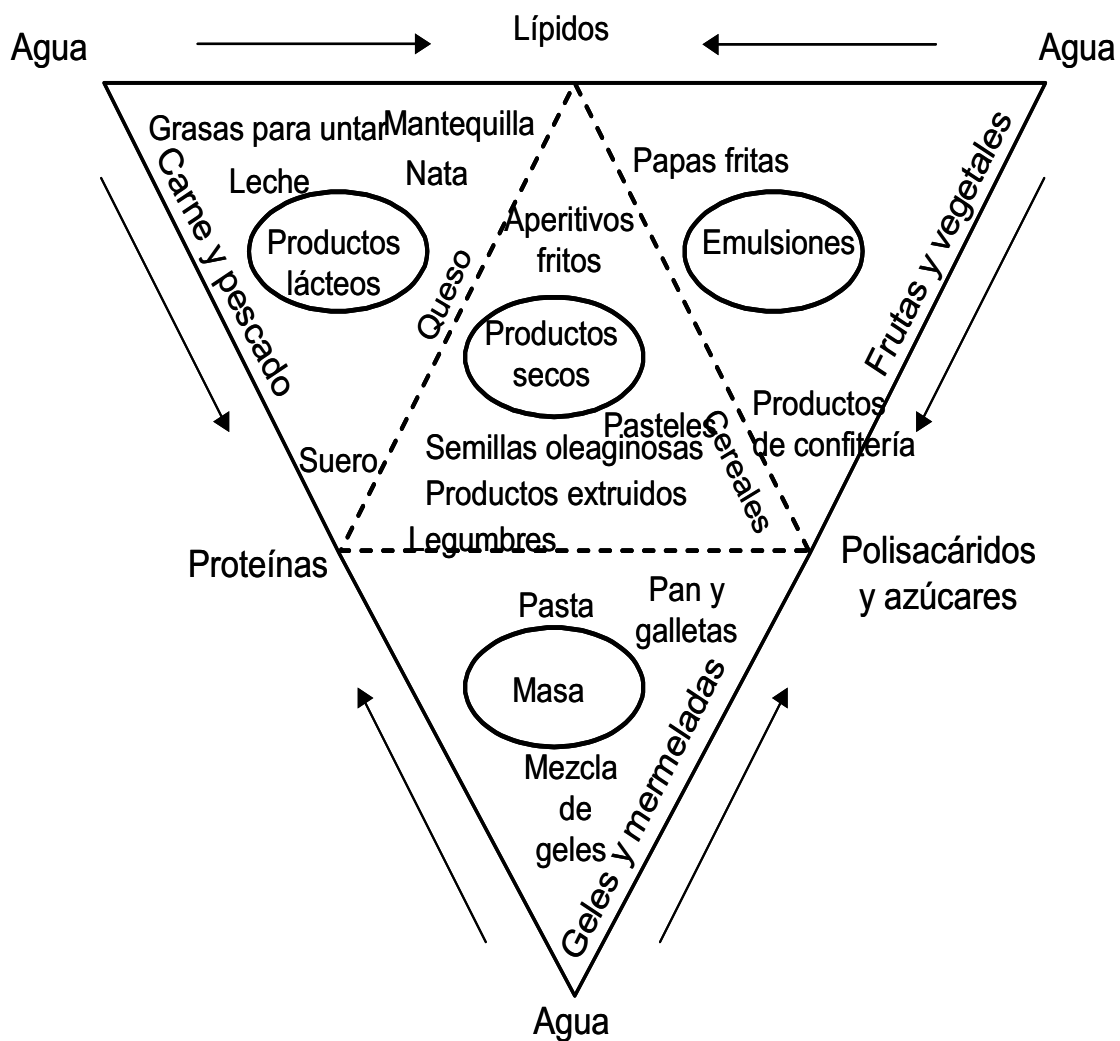


Figura 1.15. Alimentos y su contenido relativo de agua (alta o baja).

Los osmófilos pueden crecer en ambientes donde la presión osmótica es alta, por ejemplo, en una solución de elevada cantidad de azúcar (por ejemplo, mermeladas y la fruta confitada) (Vinnere Pettersson y Leong, 2011). Muchas reacciones de deterioro aumentan de forma exponencial la velocidad al aumentar la a_w , como se observa en la Figura 1.16.

En general, las bacterias necesitan un ambiente con una elevada a_w que las levaduras y mohos. La mayoría de bacterias de deterioro no pueden crecer a $a_w < 0,90$. El valor de a_w mínima para un crecimiento de las bacterias halófilas es de 0,75. El *C. botulinum* tiene un nivel de crecimiento mínimo de a_w de 0,94,

mientras que los tolerantes a la sal como el microorganismo *Staphylococcus aureus* organismo puede crecer a valores de a_w tan bajos como 0,84.

Los hongos (las levaduras y los mohos) son más resistentes a condiciones de baja humedad que las bacterias. La mayoría de los mohos de deterioro no pueden crecer a $a_w < 0,80$, aunque el mínimo de a_w para el crecimiento de hongos xerófilos es de 0,61. La mayoría de levaduras de deterioro pueden crecer a un mínimo de a_w de 0,88; aunque las levaduras osmofílicas pueden crecer a a_w tan bajos como 0,61 (Guevara et al., 2017; ŌNishi, 1963).

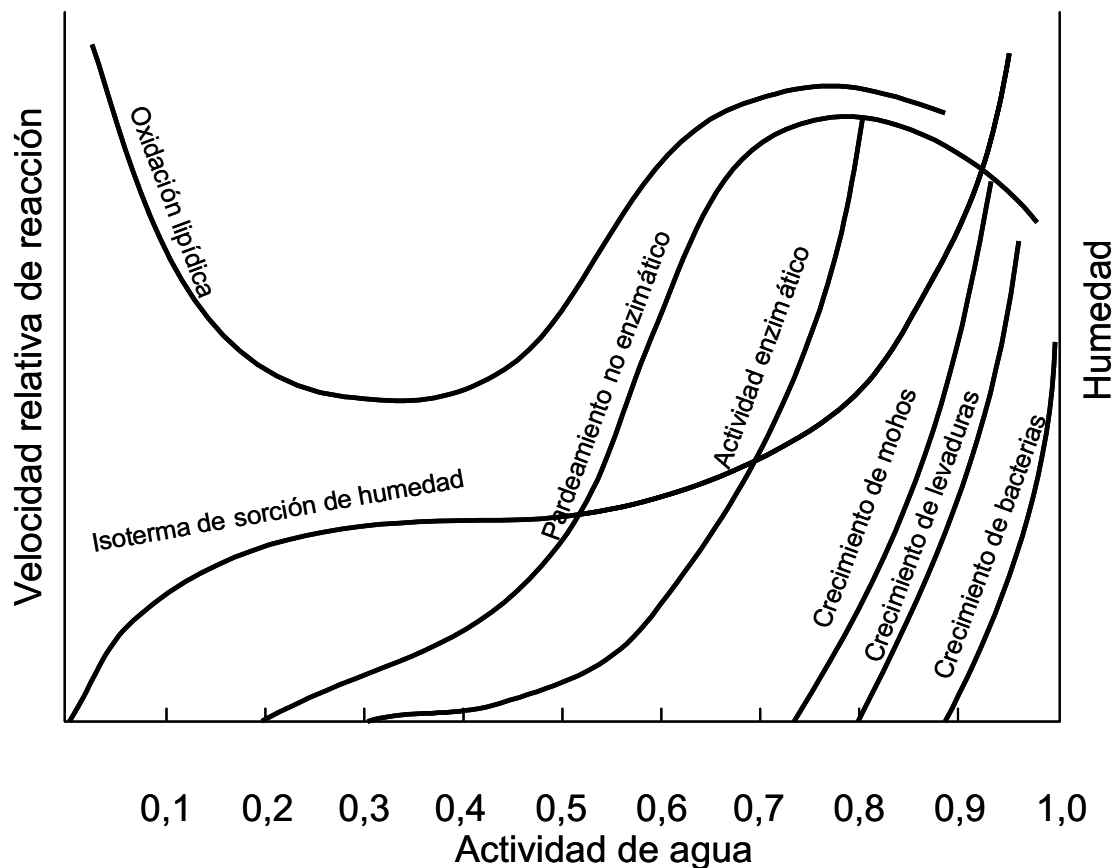


Figura 1.16. Velocidad de reacciones químicas y bioquímicas como función de la actividad de agua.

Fuente: Adaptado de Pittia y Antonello (2016).

Bibliografía

- Abbatemarco, C., & Ramaswamy, H. S. (1994). End-over-end thermal processing of canned vegetables: Effect on texture and color. *Food Research International*, 27(4), 327–334. doi:10.1016/0963-9969(94)90188-0
- Amelin, V. G. (2002). Indicator papers in test methods of visual colorimetry. *Journal of Analytical Chemistry*, 57(8), 733–738. doi:10.1023/a:1016834211704
- Aslan, A., & Ranganna, S. (1993). Thermal processing of acidified vegetables. *Journal of Food Science and Technology (India)*, 30 (6), 422–428.
- Aureli, P. (2017). Botulism. *International Encyclopedia of Public Health*, 254–262. doi:10.1016/b978-0-12-803678-5.00038-2
- Aureli, P., Franciosa, G., & Fenicia, L. (2008). Botulism. *International Encyclopedia of Public Health*, 329–337. doi:10.1016/b978-012373960-5.00559-1
- CFSAN (Center for Food Safety and Applied Nutrition). 2009. Bad Bug Book—pH Values of Various Foods. <http://www.fda.gov/Food/FoodSafety/FoodborneIllness/FoodborneIllnessFoodbornePathogensNaturalToxins/BadBugBook/ucm122561.htm>.
- Chang, C.-N., Cheng, H.-B., & Chao, A. C. (2004). Applying the Nernst Equation To Simulate Redox Potential Variations for Biological Nitrification and Denitrification Processes. *Environmental Science & Technology*, 38(6), 1807–1812. doi:10.1021/es021088e
- Chen, J., Zhang, M., Xu, B., Sun, J., & Mujumdar, A. S. (2020). Artificial intelligence assisted technologies for controlling the drying of fruits and vegetables using physical fields: A review. *Trends in Food Science & Technology*. doi:10.1016/j.tifs.2020.08.015

-
- Cohn, E. S. (1939). Søren Peter Lauritz Sørensen 1868 - 1939. *Journal of the American Chemical Society*, 61(10), 2573–2574. doi:10.1021/ja01265a600
 - Das, A. B., Goud, V. V., Das, C., & Sahu, P. P. (2021). Development of Colorimetric pH Indicator Paper Using Anthocyanin for Rapid Quality Monitoring of Liquid Food. *Journal of Packaging Technology and Research*, 5(1), 41–49. doi:10.1007/s41783-020-00104-x
 - Delignette-Muller, M. L. (1998). Relation between the generation time and the lag time of bacterial growth kinetics. *International Journal of Food Microbiology*, 43(1-2), 97–104. doi:10.1016/s0168-1605(98)00100-7
 - Derossi, A., Fiore, A. G., De Pilli, T., & Severini, C. (2011). A review on acidifying treatments for vegetable canned food. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 51(10), 955–964. doi:10.1080/10408398.2010.491163
 - Featherstone, S. (2012). A review of development in and challenges of thermal processing over the past 200years — A tribute to Nicolas Appert. *Food Research International*, 47(2), 156–160. doi:10.1016/j.foodres.2011.04.034
 - Featherstone, S. (2016). Canning of fruit. *A Complete Course in Canning and Related Processes*, 85–134. doi:10.1016/b978-0-85709-679-1.00002-7
 - Foster P.A., & Roelofse, J.A. (1987) Normal Values of Blood Components. *Databook of Anaesthesia and Critical Care Medicine*. doi:10.1007/978-3-642-72655-2_3
 - Giannakourou, M.C., Gogou, E., & Taoukis, P.S. (2021). Reaction kinetics in food-processing engineering. *Engineering Principles of Unit Operations in Food Processing*, 443-470. doi:10.1016/B978-0-12-818473-8.00010-4
 - Gotor, R., Ashokkumar, P., Hecht, M., Keil, K., & Rurack, K. (2017). Optical pH sensor covering the range from pH 0–14 compatible with mobile-device readout and based on a set

-
- of rationally designed indicator dyes. *Analytical Chemistry*, 89(16), 8437–8444.
- Gould, W. A. (1997). Understanding our past. *Fundamentals of Food Processing and Technology*, 9–20. doi:10.1533/9781845696092.9
 - Heil, J. R., & McCarthy, M. J. (1989). Influence of acidification on texture of canned carrots. *Journal of Food Science*, 54(4), 1092–1093. doi:10.1111/j.1365-2621.1989.tb07956.x
 - Ivanova, A. V., Gerasimova, E. L., & Gazizullina, E. R. (2020). An integrated approach to the investigation of antioxidant properties by potentiometry. *Analytica Chimica Acta*. doi:10.1016/j.aca.2020.03.041
 - Karastogianni, S., Girousi, S., & Sotiropoulos, S. (2016). pH: Principles and Measurement. *Encyclopedia of Food and Health*, 333–338. doi:10.1016/b978-0-12-384947-2.00538-9
 - Knežević, Z., & Serdar, M. (2009). Screening of fresh fruit and vegetables for pesticide residues on Croatian market. *Food Control*, 20(4), 419–422. doi:10.1016/j.foodcont.2008.07.014
 - Koptjug, E. (2021). Production volume of pickled fruits and vegetables in Germany 2009-2020. <https://www.statista.com/statistics/519783/pickled-fruits-and-vegetables-production-volume-germany/>
 - Laroche, C., Fine, F., & Gervais, P. (2005). Water activity affects heat resistance of microorganisms in food powders. *International Journal of Food Microbiology*, 97(3), 307–315. doi:10.1016/j.ijfoodmicro.2004.04.023
 - Le, V. H., Weiss, S., Lundahl, B., & Lam, S. (2020). Terminal sterilization. Assurance of Sterility for Sensitive Combination Products and Materials, 23–38. doi:10.1016/b978-0-12-805082-8.00003-7
 - Lestido-Cardama, A., Sendón, R., Bustos, J., Santillana, M. I., Paseiro Losada, P., & Rodríguez Bernaldo de Quirós, A.

-
- (2021). Multi-analyte method for the quantification of bisphenol related compounds in canned food samples and exposure assessment of the Spanish adult population. *Food Packaging and Shelf Life*, 28, 100671. doi:10.1016/j.fpsl.2021.100671
- Marschke, R. J., & Kitchen, B. J. (1985). Detection of Bovine Mastitis by Bromothymol Blue pH Indicator Test. *Journal of Dairy Science*, 68(5), 1263–1269. doi:10.3168/jds.s0022-0302(85)80955-3
 - McClure, P. J., de W. Blackburn, C., Cole, M. B., Curtis, P. S., Jones, J. E., Legan, J. D., Ogden, I.D., Peck, M.W., Roberts, T.A., Sutherland, J.P., & Walker, S. J. (1994). Modelling the growth, survival and death of microorganisms in foods: the UK Food Micromodel approach. *International Journal of Food Microbiology*, 23(3-4), 265–275. doi:10.1016/0168-1605(94)90156-2
 - Mendelssohn, K. (1964). Walther Nernst: An appreciation. *Cryogenics*, 4(3), 129–135. doi:10.1016/s0011-2275(64)80001-1
 - Miranda-Zamora, W.R., & Teixeira, A.A. (2012). *Principios matemáticos del proceso térmico de alimentos*. AMV (Antonio Madrid Vicente) Ediciones, Madrid-España.
 - Mohamed Mahroop Raja, M., Raja, A., Mohamed Hajee, S., & Sheik Mohamed, A. (2012). Screening of bacterial compost from spoiled vegetables and fruits and their physiochemical characterization. *International Food Research Journal* 19 (3): 1193–1198.
 - Mohamed, Z., AbdLatif, I., & Mahir Abdullah, A. (2011). Economic importance of tropical and subtropical fruits. *Postharvest Biology and Technology of Tropical and Subtropical Fruits*, 1–20. doi:10.1533/9780857093622.1
 - Noomtim, P., & Cheirsilp, B. (2011). Production of Butanol from Palm Empty Fruit Bunches Hydrolyzate by *Clostridium Acetobutylicum*. *Energy Procedia*, 9, 140–146. doi:10.1016/j.egypro.2011.09.015

-
- Norby, J. (2000). The origin and the meaning of the little p in pH. *Trends in Biochemical Sciences*, 25(1), 36–37. doi:10.1016/s0968-0004(99)01517-0
 - ŌNishi, H. (1963). Osmophilic yeasts. *Advances in Food Research Volume 12*, 53–94. doi:10.1016/s0065-2628(08)60006-3
 - Palop, A. (1999). Influence of pH on heat resistance of spores of *Bacillus coagulans* in buffer and homogenized foods. *International Journal of Food Microbiology*, 46(3), 243–249. doi:10.1016/s0168-1605(98)00199-8
 - Park, H. W., Yoo, J. S., & Yoon, W. B. (2019). Developing a sterilization processing and a grading system to produce a uniform quality of sterilized whole corn (*Zea mays* L. var. *ceratina*). *Journal of Food Engineering*, 249, 55–65. doi:10.1016/j.jfoodeng.2019.01.005
 - Pitt, J. I., & Hocking, A. D. (1997). Xerophiles. *Fungi and Food Spoilage*, 417–437. doi:10.1007/978-1-4615-6391-4_9
 - Pittia, P., & Antonello, P. (2016). Safety by Control of Water Activity: Drying, Smoking, and Salt or Sugar Addition. *Regulating Safety of Traditional and Ethnic Foods*, 7–28. doi:10.1016/b978-0-12-800605-4.00002-5
 - Prescott, L.M., Harley, J.P., & Klein, D.A. (1996). *Microbiology*. 3rd edn. Wm. C. Brown Publishers, Dubuque.
 - Prior, B. A. (1979). Measurement of Water Activity in Foods: A Review. *Journal of Food Protection*, 42(8), 668–674. doi:10.4315/0362-028x-42.8.668
 - Robertson, G. L. (2019). History of Food Packaging. *Reference Module in Food Science*. doi:10.1016/b978-0-08-100596-5.22535-3
 - Rodman, J. S. (2002). Intermittent versus continuous alkaline therapy for uric acid stones and ureteral stones of uncertain composition. *Urology*, 60(3), 378–382. doi:10.1016/s0090-4295(02)01725-9
 - Rojo, M. C., Torres Palazzolo, C., Cuello, R., González, M., Guevara, F., Ponsone, M. L., Mercado, L.A., Martínez, C., &

-
- Combina, M. (2017). Incidence of osmophilic yeasts and *Zygosaccharomyces rouxii* during the production of concentrate grape juices. *Food Microbiology*, 64, 7–14. doi:10.1016/j.fm.2016.11.017
- Ross, T. (2000). Predictive modelling of the growth and survival of *Listeria* in fishery products. *International Journal of Food Microbiology*, 62(3), 231–245. doi:10.1016/s0168-1605(00)00340-8
 - Sadler, G. D., & Murphy, P. A. (2010). pH and Titratable Acidity. *Food Analysis*, 219–238. doi:10.1007/978-1-4419-1478-1_13
 - Salman, H. (2020). Bacterial Growth: Cell-Cycle Dependent Growth-Rate Homeostasis. *Current Biology*, 30(12), R703–R704. doi:10.1016/j.cub.2020.05.001
 - Samaranayake, C. P., & Sastry, S. K. (2013). In-situ pH measurement of selected liquid foods under high pressure. *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, 17, 22–26. doi:10.1016/j.ifset.2012.09.006
 - Santini, A. O., Pezza, H. R., Carloni-Filho, J., Sequinel, R., & Pezza, L. (2009). Potentiometric sensor for sorbic acid determination in food products. *Food Chemistry*, 115(4), 1563–1567. doi:10.1016/j.foodchem.2009.02.012
 - Sgambato, F., Prozzo, S., Sgambato, E., Sgambato, R., & Milano, L. (2011). Il centenario del pH (1909-2009). Ma in medicina, è proprio indispensabile utilizzare i logaritmi negativi per misurare gli idrogenioni? Parte I. *Italian Journal of Medicine*, 5(3), 147–155. doi:10.1016/j.itjm.2011.02.009
 - Shahbandeh, M. (2021). Global production of fruit by variety selected 2019. <https://www.statista.com/statistics/264001/worldwide-production-of-fruit-by-variety/>
 - Shan, Y. (2016). Canned Citrus Processing. *Canned Citrus Processing*, 7–46. doi:10.1016/b978-0-12-804701-9.00002-2

-
- Shen, M., Liu, L., Zhang, F., Jiang, Y., Huang, Z., Xie, J., Zhong, Y., Nie, S., & Xie, M. (2021). Effects of processing parameters on furan formation in canned strawberry jam. *Food Chemistry*, 358, 129819.
 - Shen, M., Liu, L., Zhang, F., Jiang, Y., Huang, Z., Xie, J., Zhong, Y., Nie, S., & Xie, M. (2021). Effects of processing parameters on furan formation in canned strawberry jam. *Food Chemistry*, 358, 129819. doi:10.1016/j.foodchem.2021.129819
 - Shi, J., Pan, Z., McHugh, T. H., Wood, D., Hirschberg, E., & Olson, D. (2008). Drying and quality characteristics of fresh and sugar-infused blueberries dried with infrared radiation heating. *LWT - Food Science and Technology*, 41(10), 1962–1972. doi:10.1016/j.lwt.2008.01.003
 - Silva, C. K. da, Mastrantonio, D. J. da S., Costa, J. A. V., & Morais, M. G. de. (2019). Innovative pH sensors developed from ultrafine fibers containing açai (*Euterpe oleracea*) extract. *Food Chemistry*, 294, 397–404. doi:10.1016/j.foodchem.2019.05.059
 - Singh, A. P., Singh, A., & Ramaswamy, H. S. (2015). Modification of a static steam retort for evaluating heat transfer under reciprocation agitation thermal processing. *Journal of Food Engineering*, 153, 63–72. doi:10.1016/j.jfoodeng.2014.12.001
 - Smelt, J. P. P. M., Raatjes, G. J. M., Crowther, J. S., & Verrips, C. T. (1982). Growth and toxin formation by *Clostridium botulinum* at low pH values. *Journal of Applied Bacteriology*, 52(1), 75–82. doi:10.1111/j.1365-2672.1982.tb04375.x
 - Sobel, J., Tucker, N., Sulka, A., McLaughlin, J., & Maslanka, S. (2004). Foodborne Botulism in the United States, 1990–2000. *Emerging Infectious Diseases*, 10(9), 1606–1611. doi:10.3201/eid1009.030745

-
- Sperber, W. H. (1983). Influence of water activity on foodborne bacteria — A review. *Journal of Food Protection*, 46(2), 142–150. doi:10.4315/0362-028x-46.2.142
 - Syamaladevi, R. M., Tang, J., Villa-Rojas, R., Sablani, S., Carter, B., & Campbell, G. (2016). Influence of Water Activity on Thermal Resistance of Microorganisms in Low-Moisture Foods: A Review. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 15(2), 353–370. doi:10.1111/1541-4337.12190
 - Tola, Y. B., & Ramaswamy, H. S. (2018). Novel processing methods: updates on acidified vegetables thermal processing. *Current Opinion in Food Science*, 23, 64–69. doi:10.1016/j.cofs.2018.06.003
 - Tulchinsky, T. H. (2018). Pasteur on Microbes and Infectious Diseases. *Case Studies in Public Health*, 101–116. doi:10.1016/b978-0-12-804571-8.00008-1
 - USDA. (2009). Agriculture Marketing Service: Commodity Specifications Canned Vegetables. FV402–CS1. <http://www.ams.usda.gov/AMSV1.0/getfile?dDocName=STELPRDC5075879>
 - Vijayan, S., Arjunan, T. V., & Kumar, A. (2017). Fundamental Concepts of Drying. *Green Energy and Technology*, 3–38. doi:10.1007/978-981-10-3833-4_1
 - Vinnere Pettersson, O., & Leong, S. L. (2011). Fungal Xerophiles (Osmophiles). eLS. doi:10.1002/9780470015902.a0000376.pub2
 - Vivaldi, F., Santalucia, D., Poma, N., Bonini, A., Salvo, P., Noce, L. D., Melai, B., Kirchhain, A., Kolivoška, V., Sokolová, R., Hromadová, M., & Di Francesco, F. (2020). A voltammetric pH sensor for food and biological matrices. *Sensors and Actuators B: Chemical*, 322, 128650. doi:10.1016/j.snb.2020.128650
 - Walczak, M. M., Dryer, D. A., Jacobson, D. D., Foss, M. G., & Flynn, N. T. (1997). pH Dependent Redox Couple: An

-
- Illustration of the Nernst Equation. *Journal of Chemical Education*, 74(10), 1195. doi:10.1021/ed074p1195
- Walden, A. (2003). Dr. Louis Pasteur. Primary Care Update for OB/GYNS, 10(2), 68–70. doi:10.1016/s1068-607x(02)00166-x
 - Wankhade, P. K., Sapkal, R. S., & Sapkal, V. S. (2013). Drying Characteristics of Okra Slices on Drying in Hot Air Dryer. *Procedia Engineering*, 51, 371–374. doi:10.1016/j.proeng.2013.01.051
 - Webster, D. (2003). PH – Principles and measurement. *Encyclopedia of Food Sciences and Nutrition*, 4501–4507. doi:10.1016/b0-12-227055-x/00913-5
 - Welker, A., Hennes, M., Bender, N., Cronenberg, T., Schneider, G., & Maier, B. (2021). Spatiotemporal dynamics of growth and death within spherical bacterial colonies. *Biophysical Journal*, 120(16): 3418–3428. doi:10.1016/j.bpj.2021.06.022
 - Westcott, C. C. (1978). Principles of pH Measurements. *pH Measurements*, 1–16. doi:10.1016/b978-0-12-745150-3.50004-7
 - Yin, J., Chen, J.-C., Wu, Q., & Chen, G.-Q. (2015). Halophiles, coming stars for industrial biotechnology. *Biotechnology Advances*, 33(7), 1433–1442. doi:10.1016/j.biotechadv.2014.10.008
 - Yin, S., Mehrotra, A. K., & Tan, Z. (2011). Alkaline hydrothermal conversion of cellulose to bio-oil: Influence of alkalinity on reaction pathway change. *Bioresource Technology*, 102(11), 6605–6610. doi:10.1016/j.biortech.2011.03.069
 - Yong, J. W., Ge, L., Ng, Y. F., & Tan, S. N. (2009). The Chemical Composition and Biological Properties of Coconut (*Cocos nucifera* L.) Water. *Molecules*, 14(12), 5144–5164. doi:10.3390/molecules14125144



2 Capítulo

Esterilidad comercial

2.1. Introducción

El término esterilidad significa destrucción total de todos los microorganismos dentro de un medio (Sandle, 2013). Sin embargo, “esterilidad comercial” es a menudo usada en el contexto de productos procesados asépticamente o en conserva para indicar el microorganismo relacionado al deterioro del alimento y la salud pública que han sido destruidos (Diep et al., 2019; Membré y van Zuijlen, 2011). De acuerdo al código de regulación federal de la Administración de Alimentos y Drogas de los Estados Unidos (FDA) (21 CFR 113) (Dunkley y Stevenson, 1987), la “esterilidad comercial” de los alimentos procesados térmicamente en envases sellados herméticamente significa alcanzar las siguientes condiciones (Stier, 2019):

- (1) por la aplicación de calor, que hace que el alimento este libre de:
 - (i) microorganismos capaces de reproducirse en el alimento bajo condiciones normales no refrigeradas de almacenamiento y distribución; y
 - (ii) microorganismos viables (incluyendo esporas) de significancia para la salud pública o
- (2) por el control de actividad de agua y aplicación de calor, la cual hace que el alimento este libre de microorganismos capaces de reproducirse en el alimento bajo condiciones

normales no refrigeradas de almacenamiento y distribución.

Las regulaciones de la FDA además enfatizan que en el caso de alimentos de baja acidez tales como vegetales los cuales tienen valores de pH por encima de 4,6; una “validación de temperatura–tiempo” del calentamiento establecido por personas calificadas que tienen “conocimiento experto de los requerimientos del procesamiento térmico” a seguir (Tola y Ramaswamy, 2018). Las esporas del anaerobio putrefactivo 3679 (PA3679) las cuales no son tóxicas (Bradbury et al., 2012), pero más resistentes que las esporas de *C. botulinum* son utilizadas como el microorganismo de prueba para evaluar la “esterilidad comercial” (Pujol et al., 2015; Pflug y Esselen, 1979).

2.2. Consideraciones del procesamiento térmico

El tratamiento térmico es el más común de los procesos en la industria alimentaria que logra alimentos seguros microbiológicamente (Koszucka y Nowak, 2018). La temperatura apropiada de calentamiento y tiempo de retención para el procesamiento de alimentos en latas herméticamente selladas tiene como objetivo destruir microorganismos que causen deterioro y enfermedades alimentarias (Holdsworth, 1985). El proceso de esterilización mínimo seguro fue introducido en 1920 (Bigelow et al., 1920). Desde entonces la industria alimentaria ha producido confidencialmente alimentos seguros en conserva para nuestro uso.

El proceso de esterilización toma en cuenta las características microbiológicas del producto y los requisitos de almacenamiento después del proceso. Un microorganismo resistente al calor, es seleccionado y su cinética de inactivación es determinada en el producto a procesar (Kubo et al., 2021). Mientras que las altas

temperaturas pueden matar a los microorganismos, en la mayoría de los casos, también tiene un efecto adverso sobre la calidad total del producto. La mayoría de los nutrientes y compuestos nutraceuticos se verían afectados por las temperaturas de procesamiento (Li et al., 2017; Ramos et al., 2015). Los consumidores están preocupados por la calidad y el valor nutritivo de los productos y esto ha sido una fuerza impulsora para la optimización de las condiciones del procesamiento, tales como la temperatura de calentamiento y el tiempo, para equilibrar la seguridad y los aspectos de calidad de las conservas (Bassey et al., 2021; Tola y Ramaswamy, 2018).

2.2.1. Curva de tiempo de muerte térmica

El tiempo de muerte térmica (TDT) corresponde a la inactivación de microorganismos a un calentamiento fijo; los microorganismos inactivados no deben mostrar crecimiento en un medio de subcultivo (Lau y Subbiah, 2020; Lathrop y Leung, 1980). Esto es necesario para entender el tiempo de reducción decimal, generalmente reconocido como valor D, de la destrucción microbiana antes de la determinación del tiempo de destrucción térmica (Holdsworth y Simpson, 2007). El valor D es el tiempo requerido para reducir la población microbiana de los microorganismos en un 90% (Jin et al., 2008). Tal como se muestra en la Figura 2.1.

El número de microorganismos se reduce de 10^5 a 10^4 UFC (unidad formadora de colonia)/ cm^3 y, por lo tanto, esto representa 1D o una reducción decimal de la población microbiana. Del mismo modo, un valor 3D representa una reducción microbiana de 10^5 a 10^2 UFC/ cm^3 .

El tiempo requerido para la destrucción microbiana a una temperatura letal puede ser dado por (Sablani et al., 1995):

$$t = D \times \log(N_0/N_t) \quad [2.1]$$

siendo D el tiempo de reducción decimal, N_0 es la población microbiana inicial y N_t es la población microbiana en el tiempo t.

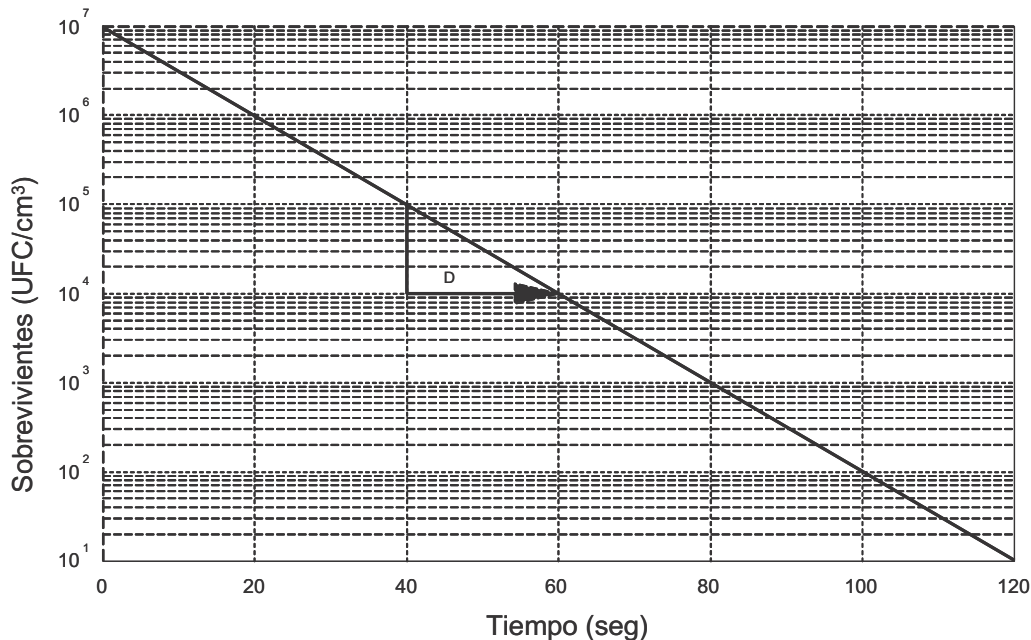


Figura 2.1. El valor D mostrado sobre una curva de sobrevivencia para una temperatura letal constante.

El tiempo total para requerido para una reducción microbiana establecida (células vegetativas y esporas) es expresada como el tiempo de muerte térmica. El tiempo de muerte térmica se puede expresar como múltiplos del valor D. El procesamiento de alimentos de baja acidez debe tener un margen de seguridad y esto se logra al tener un tiempo de muerte térmica de 12D, también conocido como proceso “12D”, donde el valor D representa al *C. botulinum* (Toledo, 2007). Una curva de tiempo de muerte térmica típica es mostrada en la Figura 2.2.

El tiempo de muerte térmica puede ser expresado por (Van Loey et al., 1995):

$$\log\left(\frac{D_{T_2}}{D_{T_1}}\right) = -\frac{1}{z}(T_2 - T_1) \quad [2.2]$$

donde T es la temperatura y z es el rango de temperatura requerido para cambiar diez veces el valor D .

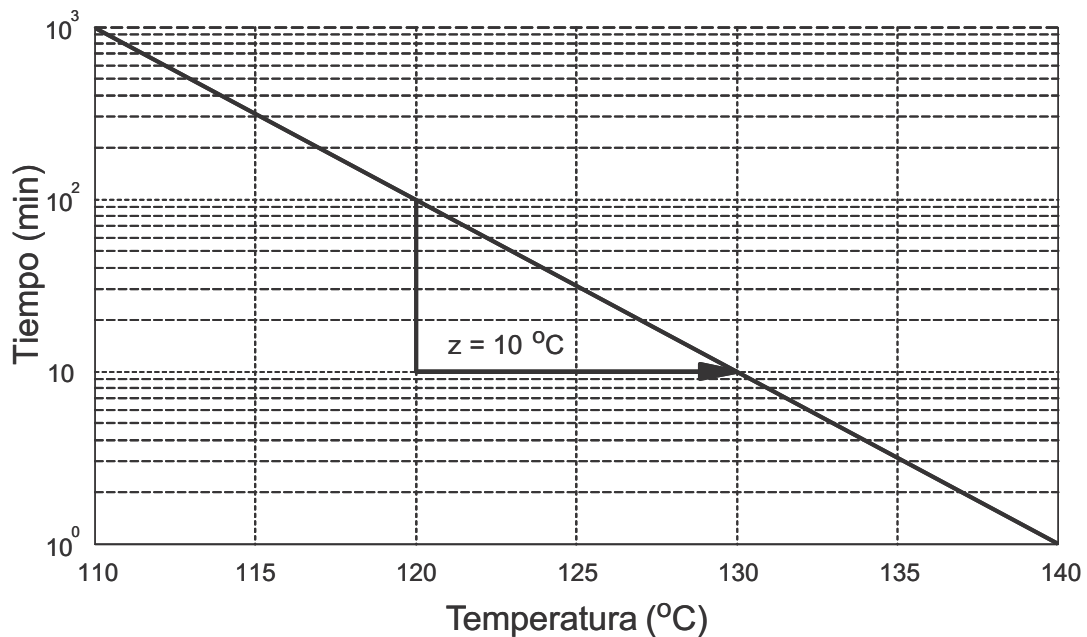


Figura 2.2. Típica curva de tiempo de muerte térmica (TDT).

La pendiente de la curva de TDT es $-1/z$ donde z relaciona el efecto de la temperatura sobre el tiempo de destrucción. Un valor z de 10°C , como se muestra en la Figura 2.2, describe que para un incremento de 10°C , la reducción en tiempo, es de diez veces. Por lo tanto, temperaturas altamente sensibles a los microorganismos deben tener bajos valores z . El tiempo de muerte térmica es dado por el valor F , el cual es específico para un organismo y temperatura en particular (Naveh et al., 1983). El valor F es usualmente representado con el valor z como superíndice y la temperatura como subíndice (Perez-Martin et al., 1988). Por ejemplo, si un microorganismo tiene un valor z de 10°C y una temperatura de referencia de 121°C , el valor F puede ser representado como F^{10}_{121} . El valor D para la espora más resistente de *C. botulinum* está alrededor de 0,21 minutos a la temperatura de referencia de 121°C . Un proceso 12D para este microorganismo debería ser $12 \times 0,21$ minutos o 2,52 minutos a 121°C . Por ejemplo, si un envase contiene una espora de *C.*

botulinum, utilizando un valor D de 0,21 minutos y tiempo de 2,52 minutos, podemos calcular el número de sobrevivientes usando la ecuación [2.1], la cual es:

$$2,52 = 0,21 \times \log(1/N_t) \quad [2.3]$$

o $N_t = 10^{-12}$, esto significa que existe la probabilidad de sobrevivencia de un *C. botulinum* en 10^{12} ; esto también se refiere como “Cocción botulínica”.

Para productos de baja acidez se deben aplicar $n = 12$ reducciones decimales. Para productos mínimamente procesados (ácidos o conservados a bajas temperaturas), se necesitan $n = 6$ reducciones decimales. En el Cuadro 2.1 se muestran los valores n , D y z de para diferentes microorganismos y tipos de los alimentos (Ağçam et al., 2018; Holdsworth y Simpson, 2015; Anderson et al., 1996; Silva et al., 2004).

Cuadro 2.1. Parámetros de termorresistencia microbiana en diferentes productos

Microorganismo	T_{ref} (°C)	D (min) a la T_{ref}	z (°C)	n	Tipo de producto
<i>Clostridium botulinum</i>	121,1	0,1–0,3	8–11	12	Poco ácidos (pH > 4,5)
<i>Clostridium sporogenes</i>	121,1	0,8–1,5	9–11	5	Carnes
<i>Bacillus stearothermophilus</i>	121,1	4–5	9,5–10	5	Leche y hortalizas
<i>Clostridium thermosaccharolyticum</i>	121,1	3–4	7–10,5	5	Hortalizas
<i>Bacillus subtilis</i>	121,1	0,4	6,5	6	Productos lácteos
<i>Bacillus coagulans</i>	121,1	0,01– 0,07	10	5	pH (4,2–4,5) por ej. tomates
<i>Clostridium pasteurianum</i>	100	0,1–0,5	8	5	pH (4,2–4,5) por ej. Peras

Fuente: Adaptado de Lespnard (2010).

En los Cuadros 2.2 y 2.3 se presentan los parámetros D y z correspondientes a diversos microorganismos presentes en alimentos poco ácidos y ácidos, respectivamente (Silva y Evelyn, 2020; Kotzekidou, 2014; Nevas et al., 2006; Herson y Hulland, 1980; Townsend et al., 1954).

Cuadro 2.2. Parámetros de termorresistencia microbiana en alimentos envasados de baja acidez

Microorganismo	Producto	D (min)	z (°C)
<i>Clostridium botulinum</i> 213–B	Buffer fosfato	0,16	10
	Judías verdes	0,22	12
	Arvejas	0,22	8
<i>Clostridium botulinum</i> 62–A	Buffer fosfato	0,31	12
	Judías verdes	0,22	11
	Maíz	0,30	10
	Espinaca	0,25	11
<i>Clostridium spp.</i> PA 3679	Buffer fosfato	1,45	12
	Espárragos	1,83	13
	Judías verdes	0,70	9
	Maíz	1,20	10
	Arvejas	2,55	10
	Camarones	1,68	12
	Espinaca	2,33	13

Fuente: Adaptado de Toledo (2007).

Cuadro 2.3. Parámetros de termorresistencia microbiana en alimentos ácidos

Microorganismo	Temperatura de referencia (°C)	D (min)	z (°C)
<i>Bacillus coagulans</i>	121,1	0,07	10
<i>Bacillus polymyza</i>	100	0,5	9
<i>Clostridium pasterianum</i>	100	0,5	9
<i>Mycobacterium tuberculosis</i>	82,2	0,0003	6
<i>Salmonella spp.</i>	82,2	0,0032	7
<i>Staphylococcus spp.</i>	82,2	0,0063	7
<i>Lactobacillus spp.</i>	82,2	0,0095	7
Hongos y levaduras	82,2	0,0095	7
<i>Clostridium botulinium</i> tipo E	82,2	2,5	9

Fuente: Adaptado de Toledo (2007).

2.3. Cinética

La cinética de destrucción térmica es importante para caracterizar el proceso térmico de un producto específico (Skoglund, 2022). La cinética puede ser definida como el estudio de la velocidad de reacción la cual varía con muchos factores tales como la humedad, pH, temperatura, concentración y otros factores de procesamiento. La ecuación de la velocidad de reacción (Rao y Lund, 1986) es dada como:

$$-\frac{dC}{dt} = kC^n \quad [2.4]$$

donde C es la concentración del componente, n es el orden de reacción y k es la constante de velocidad (min^{-1}).

Si el orden de reacción fuera uno y se usara para describir la inactivación térmica de esporas bacterianas cuando C representa

la concentración de esporas viables y t es el tiempo. Después de reacomodar e integrar sobre el tiempo, la solución de la ecuación diferencial [2.4] es (Moretti de Almeida et al., 2020; Kong et al., 2007):

$$C = C_0 \exp(-k t) \quad [2.5]$$

la cual puede ser expresada en términos de logaritmos naturales como:

$$\ln\left(\frac{C}{C_0}\right) = -k t \quad [2.6]$$

Así, si una gráfica semilogarítmica se construye con el logaritmo natural de la concentración de esporas viables en función del tiempo de exposición a una temperatura letal, una línea recta se produce (Ziabakhsh Deylami et al., 2016), como se muestra en la Figura 2.3, que intercepta el eje de ordenadas en el logaritmo natural de la concentración inicial con una pendiente $-k$ (la constante de velocidad).

Ya que la pendiente de una recta siempre se da como el aumento en la tendencia, las unidades de la constante de velocidad son los ciclos por unidad de tiempo o el recíproco del tiempo (t^{-1}). A diferentes temperaturas letales, líneas rectas similares se producirían, pero con diferentes pendientes, como se muestra en la familia de curvas en la Figura 2.4, en la que T_1 , T_2 y T_3 representan las temperaturas letales cada vez mayores con las constantes de velocidad correspondientes, $-k_1$, $-k_2$, y $-k_3$.

La relación entre k y la temperatura es generalmente modelada por la ecuación de Arrhenius (Badin et al., 2020):

$$k = k_{\text{ref}} \times e^{\frac{-E_a}{R} \left(\frac{1}{T} - \frac{1}{T_{\text{ref}}} \right)} \quad [2.7]$$

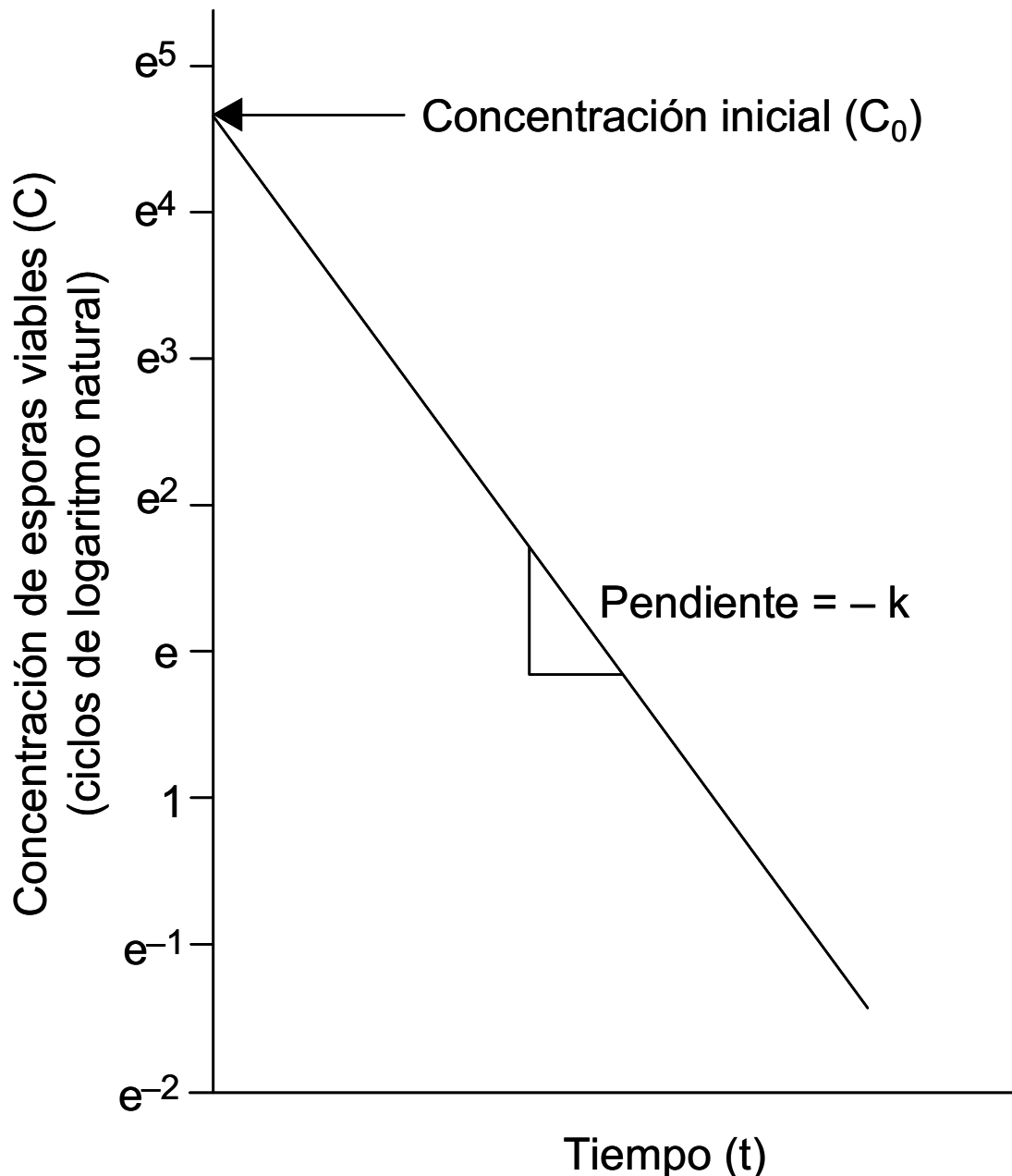


Figura 2.3. Gráfica semilogarítmica del número de esporas sobrevivientes por unidad de volumen (concentración) versus tiempo para esporas bacterianas viables sujetas a temperatura letal.

donde E_a es la energía de activación (J/mol), k_{ref} es la constante de velocidad a la temperatura de referencia T_{ref} y R es la constante de los gases (J/mol K). El uso de una temperatura de referencia asegura que la correlación entre k_{ref} y E_a no sea infinita. La T_{ref} puede ser el valor promedio del rango de temperatura utilizado en el experimento (Van Boekel, 1996).

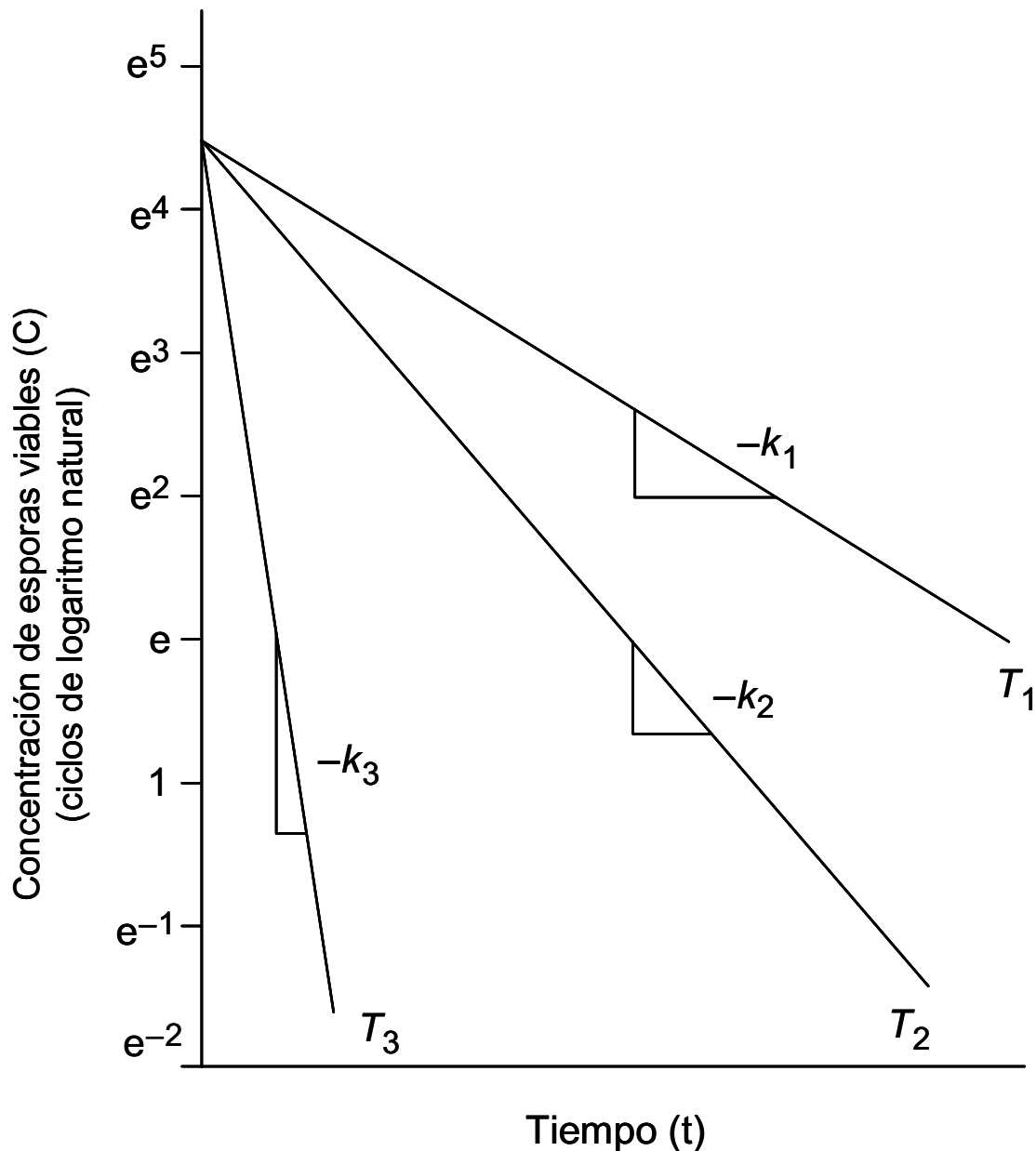


Figura 2.4. Familia de curvas de esporas sobrevivientes graficadas en papel semilogarítmico mostrando la concentración de esporas viables versus tiempo a diferentes temperaturas letales.

Por otra parte, el valor de la T_{ref} puede ser optimizado usando el problema inverso para alcanzar un mejor estimado de la T_{ref} (Schwaab et al., 2008; Schwaab y Pinto 2007). Como es una función exponencial, esta puede ser descrita por una línea recta trazada en papel semilogarítmico cuando el logaritmo natural de la constante de velocidad es trazada contra el recíproco de la temperatura absoluta se muestra en la Figura 2.5.

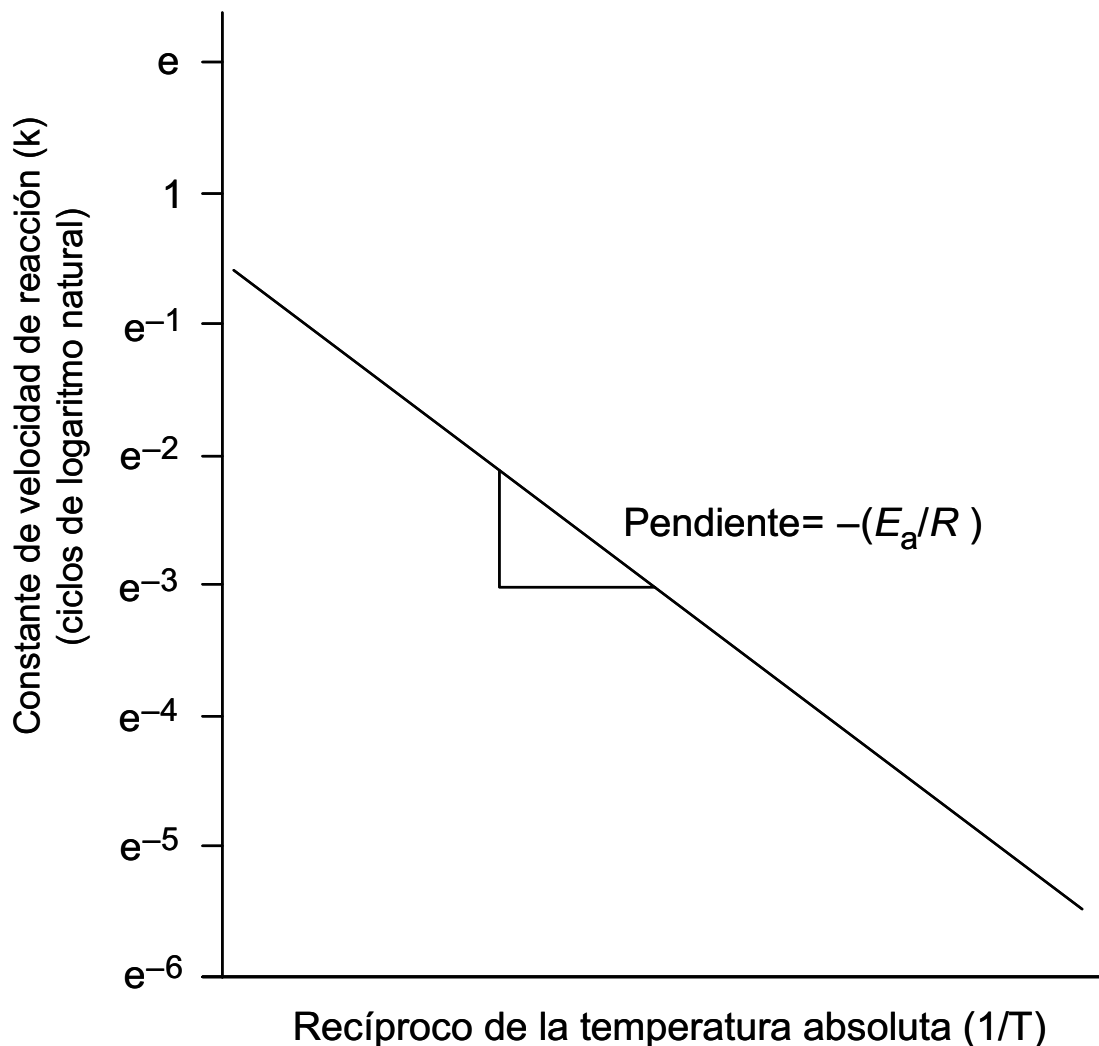


Figura 2.5. Trazado de Arrhenius mostrando la dependencia de la temperatura del logaritmo de la constante de velocidad (k) para la inactivación térmica de esporas bacterianas.

La mayoría de reacciones en alimentos, tales como la retención de nutrientes, factores de calidad y destrucción microbiana siguen una cinética de reacción de primer orden. Por lo tanto, para una reacción de primer orden ($n = 1$), la ecuación [2.4] también puede ser descrita como:

$$\frac{C}{C_0} = e^{-k\tau\beta} \quad [2.8]$$

donde β es el historial tiempo temperatura y es el valor integral de la temperatura $T(t)$ sobre el dominio completo de tiempo.

$$\beta = \int_0^t e^{\frac{-E_a}{R} \left(\frac{1}{T(t)} - \frac{1}{T_{ref}} \right)} dt \quad [2.9]$$

La retención puede ser calculada para cualquier producto utilizando la ecuación [2.8] que proporciona los parámetros cinéticos conocidos para un componente en particular (k_T y E_a). Para la inactivación microbiana, expresiones similares pueden ser utilizadas con los parámetros D y z , donde D puede ser representado por la siguiente ecuación:

$$D = D_0 \times 10^{\frac{T_0 - T}{z}} \quad [2.10]$$

Varias técnicas están disponibles para evaluar la cinética de destrucción térmica de microorganismos. Tradicionalmente el uso del método isotérmico para la evaluación de los parámetros cinéticos es una práctica regular en la industria alimentaria. El $\ln C$ es trazado versus el tiempo a diferentes temperaturas isotérmicas. La velocidad constante k puede ser obtenida de este trazado de la pendiente de las líneas. El $\ln k$ puede ser graficado versus $1/T$ para obtener la energía de activación (pendiente de la línea), E_a . Sin embargo, si la gráfica de $\ln C$ versus el tiempo no es una línea recta, entonces esta puede ser considerada cinética de reacción de orden n -ésimo. En el caso de la reacción de orden n -ésimo $[C^{1-n}/(1-n)]$ puede ser considerada con el tiempo y minimizar la suma de cuadrados la cual dará el orden de reacción n . Algunos investigadores muestran que el uso del método no isotérmico en vez del método tradicional (isotérmico o dos pasos de regresión) para evaluar los parámetros cinéticos de degradación resultados más confiables que el método no isotérmico este se aproxima al tiempo real de procesamiento del producto (Valdramidis et al., 2008; Peleg y Normand, 2004 y Dolan, 2003). El método no isotérmico o regresión no lineal en un paso puede ser realizada con la ecuación [2.8] para estimar los parámetros k_{ref} y E_a utilizando el historial tiempo-

temperatura del producto. El método no isotérmico es generalmente adecuado para productos de baja humedad donde la temperatura uniforme no se puede conseguir al instante.

La Figura 2.6 ilustra conceptualmente la interdependencia entre la cinética de inactivación térmica de las esporas bacterianas y las consideraciones de transferencia de calor en el producto alimenticio. La inactivación térmica de las bacterias por lo general sigue cinética de primer orden y puede ser descrito por la reducción logarítmica de la concentración de esporas bacterianas con el tiempo para cualquier temperatura letal, como se muestra en la familia de curvas de la parte superior en la Figura 2.6. Estas son conocidas como las curvas de supervivencia. El tiempo de reducción decimal, D , se expresa como el tiempo en minutos para lograr un ciclo logarítmico de la reducción de la concentración, C , como se vio anteriormente. Según lo sugerido por la familia de curvas que se muestran, D depende de la temperatura y varía logarítmicamente con la temperatura, como se muestra en el segundo gráfico. Esto se conoce como una curva de la muerte térmica de tiempo y es esencialmente una línea recta en el rango de temperaturas empleada en la esterilización de alimentos (Awuah et al., 2007). La pendiente de la curva que describe esta relación se expresa como la diferencia de temperatura, z , para la curva que atraviesa un ciclo logarítmico. La temperatura en el producto alimenticio, a su vez, es una función de la temperatura del autoclave (T_R), la temperatura inicial del producto (T_I), la ubicación dentro del envase (X), la difusividad térmica del producto (α), y el tiempo (t) en el caso de un alimento calentado por conducción.

La mayoría de estudios cinéticos para la destrucción de microorganismos emplean el modelo de primer orden, a pesar que las esporas pueden presentar diferentes formas en las curvas de destrucción.

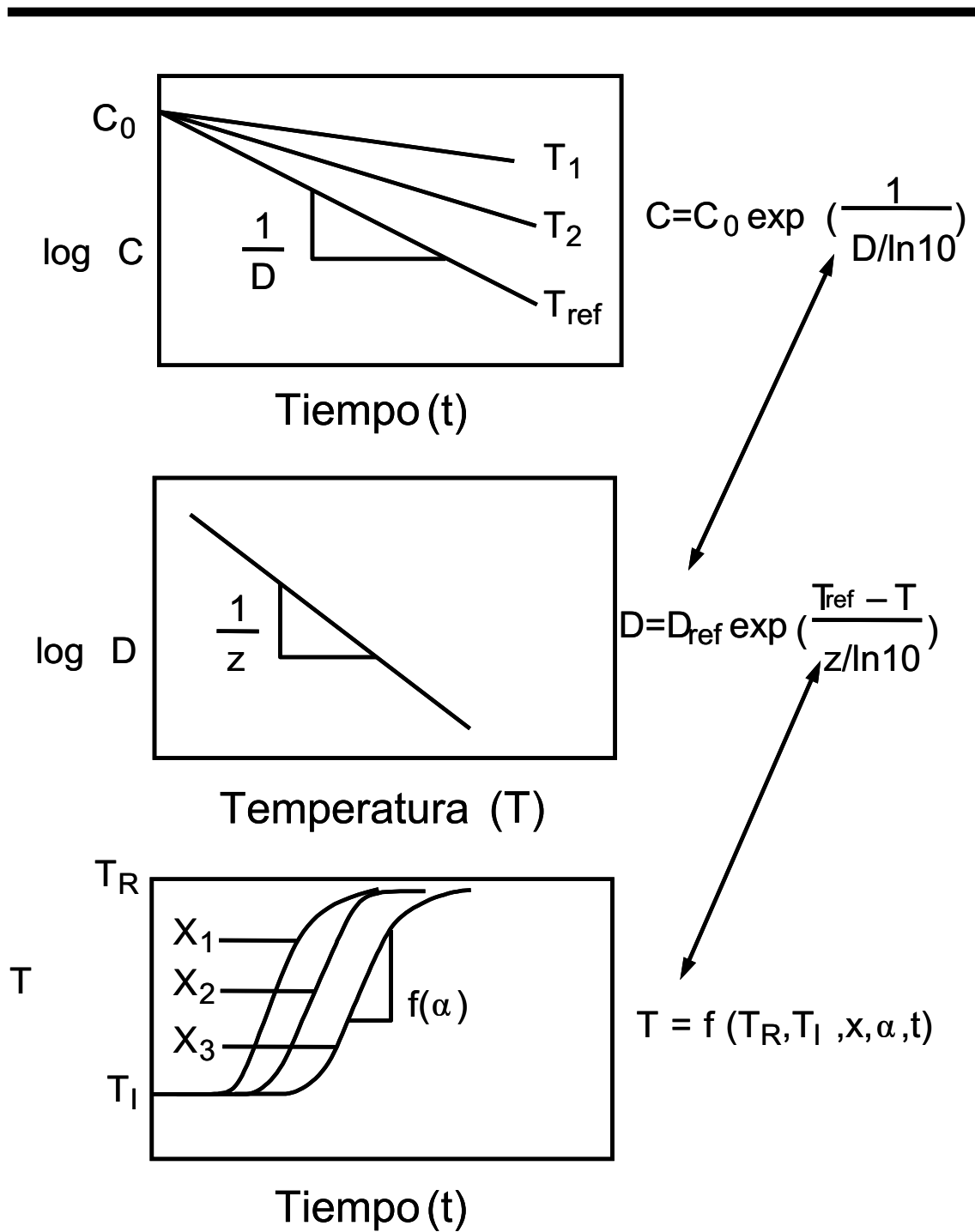


Figura 2.6. Dependencia tiempo–temperatura de la cinética de inactivación térmica de esporas bacterianas en el procesamiento térmico.

En la Figura 2.7A se muestra una subida inicial en el número de microorganismos seguido por una inactivación de primer orden, esto ha sido observado en esporas muy termorresistentes. La Figura 2.7B muestra una curva de inactivación con fase “lag”. La Figura 2.7C representa la curva de inactivación para un cultivo

mixto. La Figura 2.7D muestra cola la curva de inactivación, cola que se asocia a menudo con valores N_0 muy grandes y con los microorganismos que tienen una tendencia a agruparse.

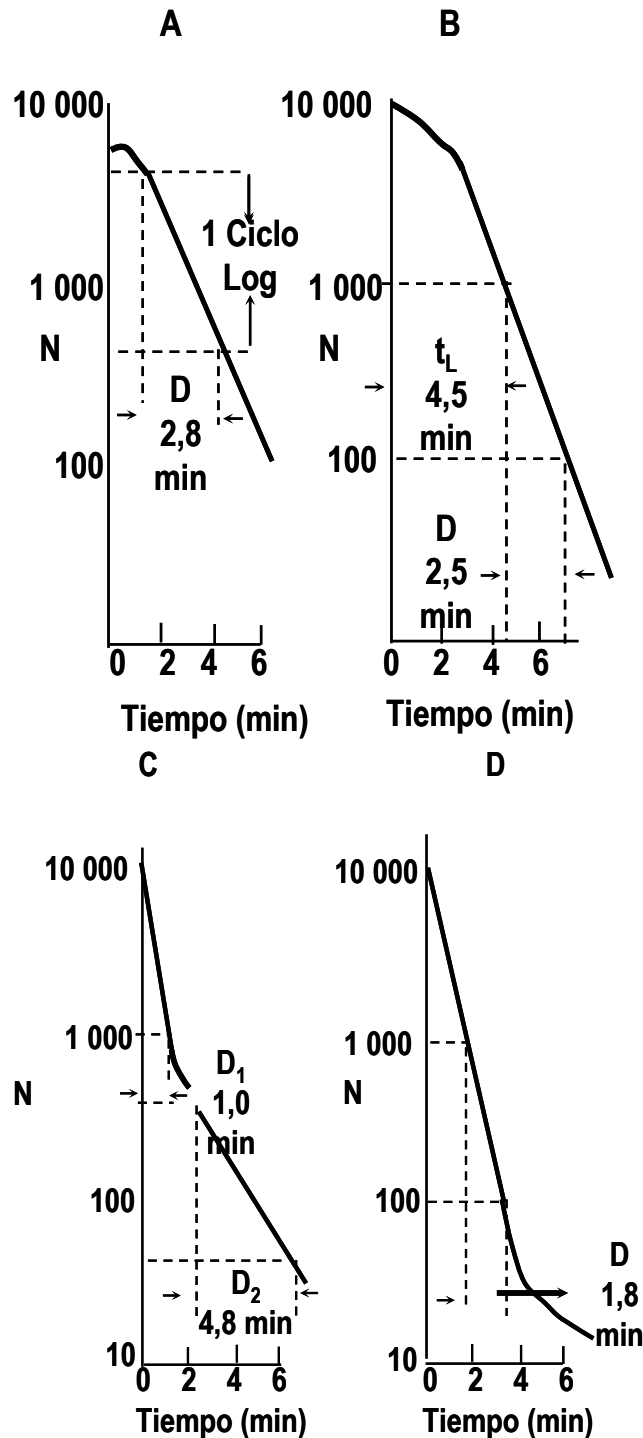


Figura 2.7. Curvas de inactivación microbiana: (A) con subida inicial en el número de microorganismos seguido por una inactivación de primer orden, (B) con fase “lag”, (C) para un cultivo mixto y (D) con cola.

En el Cuadro 2.4 se muestran los valores z correspondientes a componentes microbiológicos, nutricionales y organolépticos determinados en alimentos, de donde se puede observar que los valores D para los factores de calidad son mucho mayores que para los microorganismos, así como los valores z.

Cuadro 2.4. Constantes cinéticas de degradación de componentes microbiológicos, nutricionales y organolépticos

Componentes	z (°C)
Esporas de microorganismos	7–12
Células microbianas	4–8
Vitaminas	25–30
Proteínas	15–37
Enzimas	10–50
Calidad sensorial	25–45
Textura	17–47
Color	17–57

Fuente: Adaptado de Holdsworth (1997).

En el Cuadro 2.5 se observan valores específicos de valores D y valores z para algunos factores de calidad.

Cuadro 2.5. Constantes cinéticas de degradación de factores de calidad

Reacción	Sustrato	D (min)	z (°C)
Degradación de ácido ascórbico	Arvejas	246	50,5
Oscurecimiento no enzimático	Leche	12,5	26
Degradación de caroteno	Paté de Hígado	43,6	25,5
Degradación de Tiamina	Carnes	158	21
Degradación de clorofila	Arvejas	13,2	38,8

Degradación de pectin metil esterasa	Cítricos	0,053	14
Pérdida de calidad sensorial	Varios	12,5	26

Fuente: Adaptado de Toledo (2007).

2.4. Determinación de la medida de la resistencia de los microorganismos

Para realizar una buena determinación de los parámetros cinéticos (la medida de la resistencia de los microorganismos) al tratamiento térmico, se deben tener en cuenta tres consideraciones:

- La planificación apropiada de las pruebas experimentales y de los análisis microbiológicos
- La propia ejecución de los ensayos en el laboratorio
- El análisis de los datos

Para obtener datos adecuados de los parámetros D y z, será necesario trabajar con una suspensión homogénea que contenga un cultivo puro del microorganismo que se desea estudiar. El efecto letal del tiempo de calentamiento debe ser uniforme para todas las muestras y el medio de cultivo que se empleará para evaluar los microorganismos sobrevivientes debe ser aquel que brinde las condiciones óptimas de desarrollo.

Algunos recipientes adecuados y sencillos de implementar en el laboratorio para los ensayos experimentales, son los que se detallan a continuación:

- Tubo de vidrio sellado al calor, conteniendo 2 ml de inóculo. Calentado en baño de agua a hasta 90°C o en baño

de aceite para mayores temperaturas. Con cultivo posterior para la detección de los sobrevivientes (Stumbo, 1973).

- Tubo de vidrio con tapón de algodón o tapa rosca, conteniendo 2 a 5 ml de inóculo. Calentado en baño de agua a hasta 90°C o en baño de aceite para mayores temperaturas. Con cultivo posterior para la detección de los sobrevivientes.
- Tubo capilar de vidrio, conteniendo 0,01 ml. especial para calentamiento en baño de aceite. Con cultivo posterior para la detección de los sobrevivientes.
- Latas TDT (63,5mm de diámetro x 9,5mm de alto), con capacidad de 13 a 16 ml. Calentadas en baño de agua hasta 90°C, o baño de aceite para temperaturas mayores (Berry et al., 1989). Se puede incubar el sustrato para la detección de sobrevivientes (Bhamidipati y Singh, 1996).

Para temperaturas mayores de 90°C se pueden emplear también autoclaves o retortas miniatura, donde se colocarán los tubos de vidrio o las latas TDT (Guan et al., 2003).

Como no es posible calentar o enfriar instantáneamente una muestra, siempre existirá un tiempo de demora (lag) en el calentamiento o enfriamiento, el cual debe ser minimizado. Por lo que será necesario determinar este tiempo con el fin de realizar correcciones posteriores en los cálculos. Estos tiempos o "lag" pueden variar desde 0,9 a 2 minutos dependiendo del tamaño de la muestra y del medio de calentamiento

Se consideran que deben tomarse por lo menos entre 5 a 7 tiempos de calentamiento, además del control inicial. Para facilitar el recuento de las colonias será necesario realizar

diluciones con la finalidad de considerar el conteo en aquellas que presenten lecturas entre 30 y 300 colonias por placa.

El personal del laboratorio es el elemento más importante en el mantenimiento de un laboratorio de pruebas microbiológicas para esterilización. Además de la limpieza y el mantenimiento de las condiciones adecuadas durante los ensayos, el personal debe estar debidamente entrenado en la elaboración de diluciones y conteo de placas. Además, se deben elaborar curvas de sobrevivencia de microorganismos conocidos, en forma periódica para evaluar el margen de error experimental del laboratorio.

Existen diferentes metodologías para medir la termorresistencia de los microorganismos que se dividen en dos grupos en función al sistema de calentamiento: indirecto y directo (Brown *et al*, 1988). Los primeros métodos (indirectos), se caracterizan por colocar microorganismos en puré del alimento o en solución de buffer de fosfato, en tubos capilares de vidrio de tamaño pequeño de 0,7 mm de diámetro interior y se calienta la suspensión de microorganismos en puré o buffer de fosfato en un baño termostaticado de agua (o aceite) (Mallidis y Scholefield, 1985, Stern y Proctor, 1954). También este método de calentamiento puede ser continuo (Shin *et al.*, 1982; Franklin *et al.*, 1958). Tiene algunas desventajas como la demora en lograr la temperatura de prueba (fase lag), lo que dificulta tratamientos por encima de los 130°C por tiempos cortos (UHT). Los segundos métodos (directos) se basan en la mezcla de pequeñas cantidades de microorganismos volúmenes grandes de sustrato caliente con agitación dentro de un tubo o depósito hermético. Aquí se tienen el método del matraz (Sallami *et al.*, 2006; Palop *et al.*, 2003; Stumbo, 1973) y el de los termorresistómetros. Algunos termorresistómetros son el diseñado por Charles Raymond Stumbo en 1948 para estudiar la resistencia de las esporas de *Clostridium sporogenes* y *Clostridium botulinum*

(Esteve et al., 1999; Kooiman y Geers, 1975; Stumbo, 1949) a las temperaturas por encima de los 100°C (Mallidis y Scholefield, 1985; Stumbo, 1953; Frank, 1955). En la Figura 2.8 se aprecia la cámara de carga (1), la cámara de tratamiento (2), la cámara de descarga (3), la placa de transporte (4), los tubos de recogida de muestras (5) y los tubos para recepcionar las muestras (6).

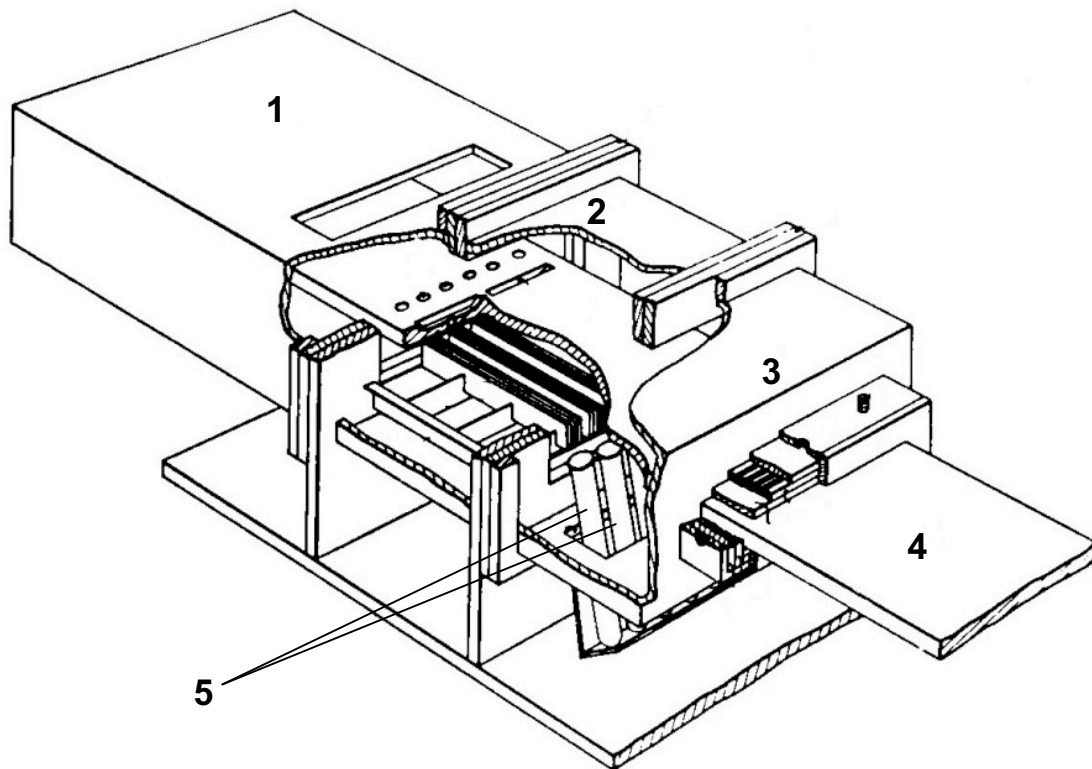


Figura 2.8. Termorresistómetro de Stumbo.

Fuente: Adaptado de Stumbo (1973) y Rodrigo et al. (1991).

Otro termorresistómetro es el diseñado por Pflug y Esselen en 1953 que es una modificación del termorresistómetro diseñado por Stumbo (Silla Santos et al., 1992). Un tercer termorresistómetro es el diseñado por David y Merson en 1990 diseñado para el estudio de parámetros cinéticos a temperaturas altas y tiempos muy cortos (Van Zuijlen et al., 2010; Rodrigo et al., 1997). El termorresistómetro de la Figura 2.9 consta de una cámara de tratamiento (1), un pistón (2), un tubo para recepcionar la muestra (3), un orificio de salida de la termocupla o sensor (4), una zona de carga de la muestra (5), tubo de

recogida de la muestra (6), una antecámara (7), un manómetro (8), un termómetro digital (9) y, de termocuplas o sensores (10, 11).

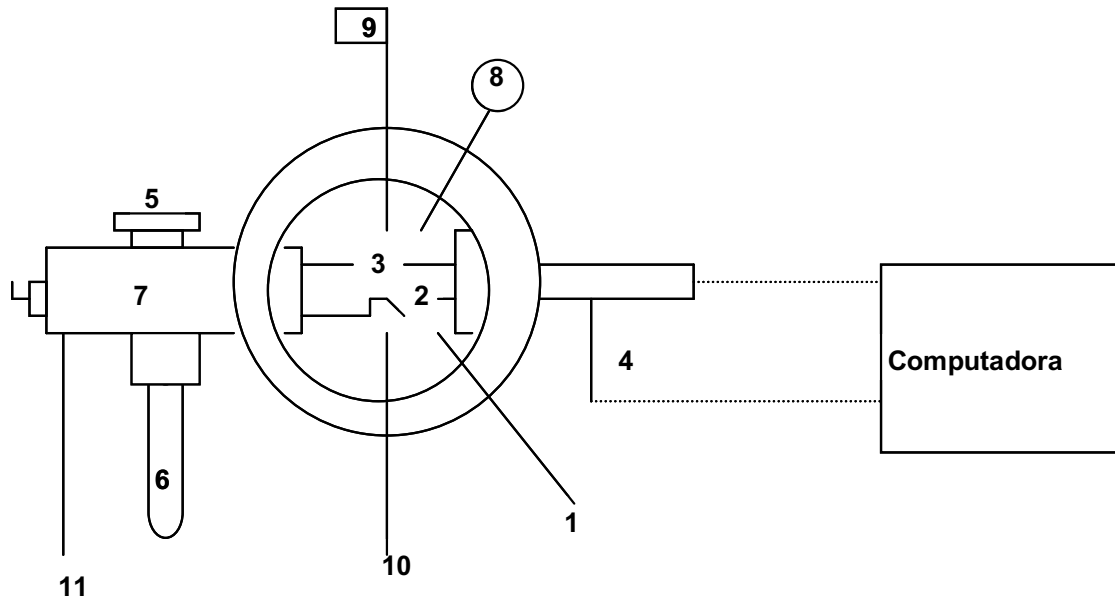


Figura 2.9. Termorresistómetro de David y Merson.

Fuente: Adaptado de Rodrigo et al. (1991).

Un cuarto termorresistómetro es el de la Campdem que se basa en los termorresistómetros antes mencionados (Blasco et al., 2004; Santos, 1997; Sánchez et al., 1995; Rodrigo et al., 1993; Brown, 1988). El termorresistómetro de la Figura 2.10 consta de una entrada de vapor (1), un manómetro (2), un sistema de arranque (3), una cámara de tratamiento (4), un termómetro de resistencia de platino (5) y un punto de carga y descarga de muestras (6).

Un quinto termorresistómetro es el TR-SC diseñado en 1989 y puesto en manejo por los Dres. Condón, López, Oria y Sala en la Universidad de Zaragoza (André et al., 2019; Condón et al., 1993; Condón et al., 1992; Condón et al., 1989). Trabaja a temperaturas de pasteurización, así como de esterilización comercial (Raso et al., 1998).

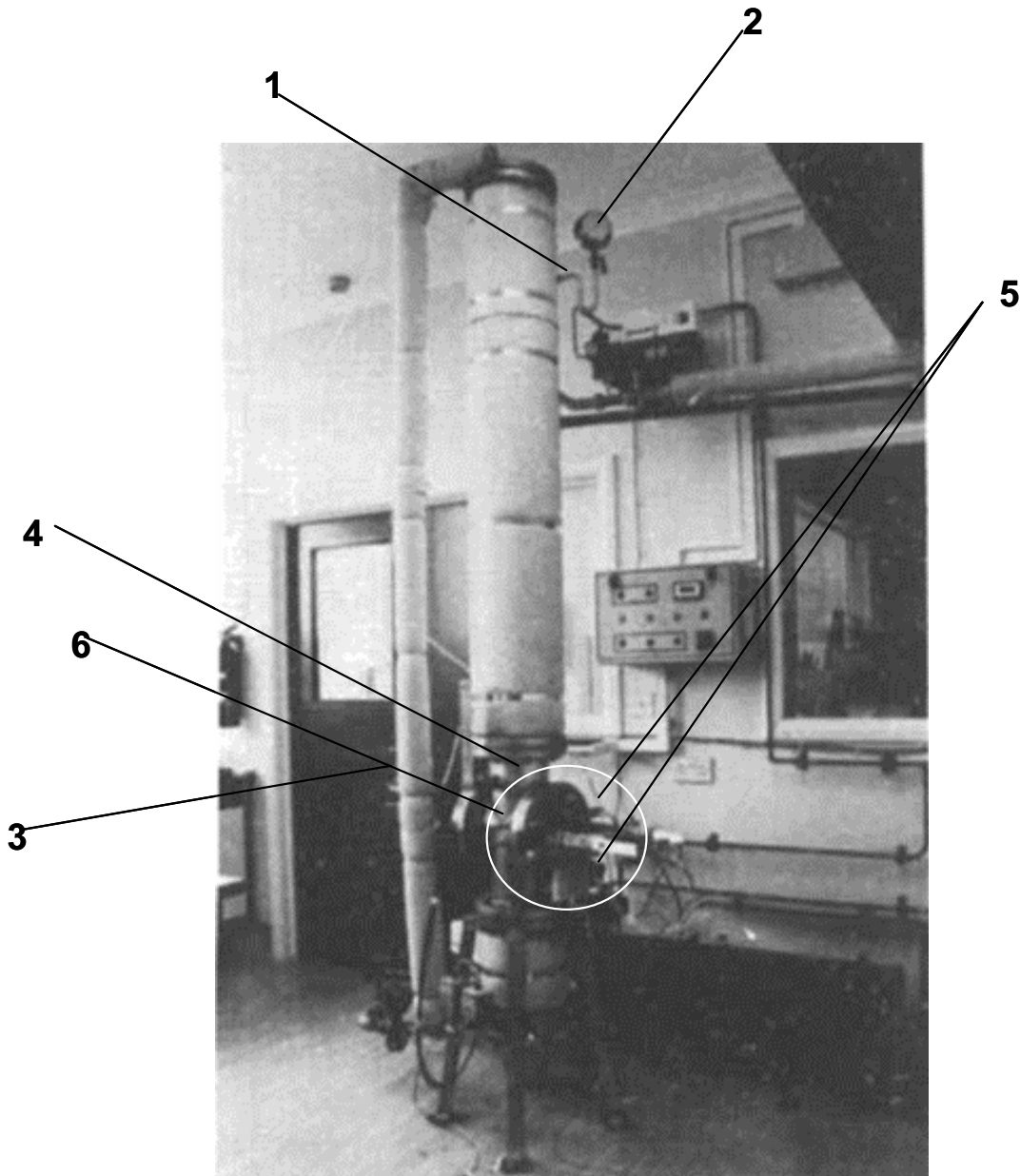


Figura 2.10. Termorresistómetro de Campdem (Brown *et al.*, 1988).

Fuente: Adaptado de Rodrigo *et al.* (1991).

El sexto termorresistómetro es el “Mastia” diseñado en el año 2003 y puesto en manejo por los Dres. Palop, Moreno, Fernández y Esnoz en la Universidad de Cartagena para simular tratamientos térmicos que se aplican comúnmente o con frecuencia en la industria alimentaria (Garre *et al.*, 2020; Al Fata *et al.*, 2017).

El termorresistómetro de la Figura 2.11 consta de un vaso principal (1), un eje de agitación (2), una hélice (3), un motor (4), una resistencia eléctrica (5), un sistema de refrigeración (6), una sonda (7), una jeringa de inyección de microorganismos (8), un tubo de muestreo (9), un sistema de nitrógeno seco (10), una unidad de control (11), una válvula (12), una computadora (13), un puerto de inyección (14), un manoreductor (15), una válvula de enfriamiento (16), un sistema de agua de enfriamiento (17).

(Clemente-Carazo et al., 2020; André et al., 2019; Huertas et al., 2015; Conesa et al., 2009; Conesa et al., 2003).

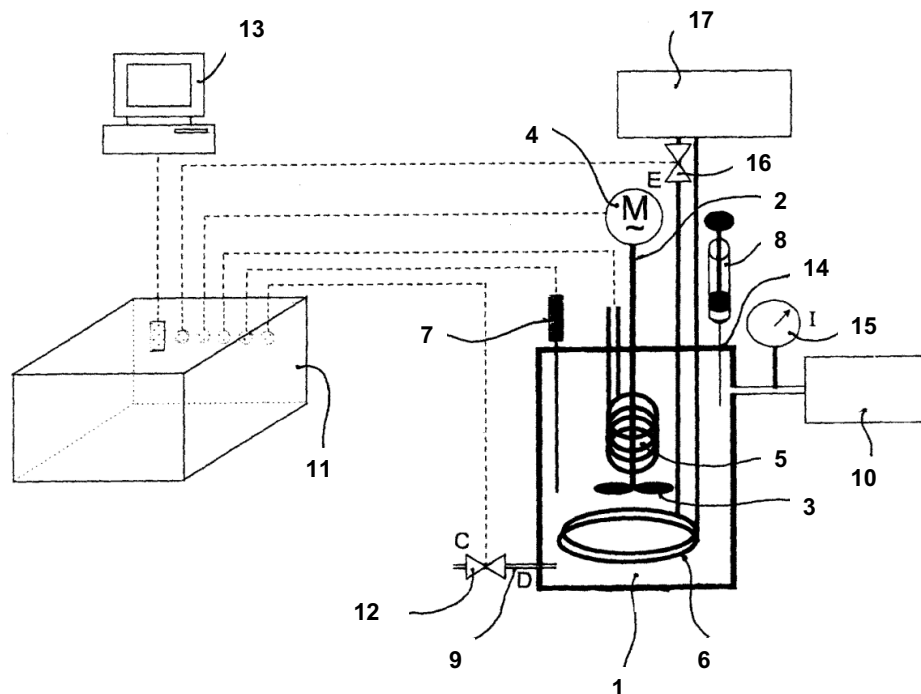


Figura 2.11. Termorresistómetro “Mastia”.

Fuente: Adaptado de Palop et al. (2003) y Al Fata et al. (2017).

Bibliografía

- Ağçam, E., Akyıldız, A., & DüNDAR, B. (2018). Thermal pasteurization and microbial inactivation of fruit juices. *Fruit Juices*, 309–339. doi:10.1016/b978-0-12-802230-6.00017-5

-
- Al Fata, N., Georgé, S., André, S., & Renard, C. M. G. C. (2017). Determination of reaction orders for ascorbic acid degradation during sterilization using a new experimental device: The thermoresistometer Mastia[®]. *LWT - Food Science and Technology*, 85, 487–492. doi:10.1016/j.lwt.2016.08.043
 - Anderson, W. A., McClure, P. J., Baird-Parker, A. C., & Cole, M. B. (1996). The application of a log-logistic model to describe the thermal inactivation of *Clostridium botulinum* 213B at temperatures below 121.1°C. *Journal of Applied Bacteriology*, 80(3), 283–290. doi:10.1111/j.1365-2672.1996.tb03221.x
 - André, S., Leguerinel, I., Palop, A., Desriac, N., Planchon, S., & Mafart, P. (2019). Convergence of Bigelow and Arrhenius models over a wide range of heating temperatures. *International Journal of Food Microbiology*, 291, 173–180. doi:10.1016/j.ijfoodmicro.2018.11.019
 - Awuah, G. B., Ramaswamy, H. S., & Economides, A. (2007). Thermal processing and quality: Principles and overview. *Chemical Engineering and Processing: Process Intensification*, 46(6), 584–602. doi:10.1016/j.cep.2006.08.004
 - Badin, E. E., Rossi, Y. E., Montenegro, M. A., Ibarz, A., Ribotta, P. D., & Lespinard, A. R. (2020). Thermal processing of raspberry pulp: effect on the color and bioactive compounds. *Food and Bioprocess Processing*, 124, 469–477. doi:10.1016/j.fbp.2020.08.016
 - Basse, E. J., Cheng, J.-H., & Sun, D.-W. (2021). Novel nonthermal and thermal pretreatments for enhancing drying performance and improving quality of fruits and vegetables. *Trends in Food Science & Technology*, 112, 137–148. doi:10.1016/j.tifs.2021.03.045
 - Berry, M. F., Singh, R. K., & Nelson, P. E. (1989). Kinetics of methylmethionine sulfonium in buffer solutions for estimating thermal treatment of liquid foods. *Journal of*

-
- Food Processing and Preservation, 13(6), 475–488. doi:10.1111/j.1745-4549.1989.tb00120.x
- Bhamidipati, S., & Singh, R. K. (1996). Model system for aseptic processing of paniculate foods using peroxidase. *Journal of Food Science*, 61(1), 171–175. doi:10.1111/j.1365-2621.1996.tb14752.x
 - Bigelow, W.C., Bohart, G.S., Richardson, A.C., & Ball, C.O. (1920). Heat penetration in processing canned foods. *National Canners Association, Bulletin*. No. 16L, 120–128.
 - Blasco, R., Esteve, M. J., Frígola, A., & Rodrigo, M. (2004). Ascorbic acid degradation kinetics in mushrooms in a high-temperature short-time process controlled by a thermoresistometer. *LWT - Food Science and Technology*, 37(2), 171–175. doi:10.1016/j.lwt.2003.08.003
 - Boekel, M. A. J. S. (1996). Statistical Aspects of Kinetic Modeling for Food Science Problems. *Journal of Food Science*, 61(3), 477–486. doi:10.1111/j.1365-2621.1996.tb13138.x
 - Bradbury, M., Greenfield, P., Midgley, D., Li, D., Tran-Dinh, N., Vriesekoop, F., & Brown, J. L. (2012). Draft Genome Sequence of *Clostridium sporogenes* PA 3679, the Common Nontoxigenic Surrogate for Proteolytic *Clostridium botulinum*. *Journal of Bacteriology*, 194(6), 1631–1632. doi:10.1128/jb.06765-11
 - Brown, K. L., Gaze, J. E., McClement, R. H., & Withers, P. (1988). Construction of a computer-controlled thermoresistometer for the determination of the heat resistance of bacterial spores over the temperature range 100 to 150°C. *International Journal of Food Science & Technology*, 23(4), 361–371. doi:10.1111/j.1365-2621.1988.tb00590.x
 - Clemente-Carazo, M., Cebrián, G., Garre, A., & Palop, A. (2020). Variability in the heat resistance of *Listeria monocytogenes* under dynamic conditions can be more relevant than that evidenced by isothermal treatments.

Food Research International, 109538.
doi:10.1016/j.foodres.2020.109538

- Condón, S., Arrizubieta, M. J., & Sala, F. J. (1993). Microbial heat resistance determinations by the multipoint system with the thermoresistometer TR-SC Improvement of this methodology. *Journal of Microbiological Methods*, 18(4), 357–366. doi:10.1016/0167-7012(93)90017-c
- Condón, S., García, M. L., Otero, A., & Sala, F. J. (1992). Effect of culture age, pre-incubation at low temperature and pH on the thermal resistance of *Aeromonas hydrophila*. *Journal of Applied Bacteriology*, 72(4), 322–326. doi:10.1111/j.1365-2672.1992.tb01842.x
- Condón, S., Lopez, P., Oria, R., & Sala, F. J. (1989). Thermal Death Determination: Design and Evaluation of a Thermoresistometer. *Journal of Food Science*, 54(2), 451–457. doi:10.1111/j.1365-2621.1989.tb03104.x
- Conesa, R., Andreu, S., Fernández, P. S., Esnoz, A., & Palop, A. (2009). Nonisothermal heat resistance determinations with the thermoresistometer Mastia. *Journal of Applied Microbiology*, 107(2), 506–513. doi:10.1111/j.1365-2672.2009.04236.x
- Conesa, R., Periago, P. M., Esnoz, A., López, A., & Palop, A. (2003). Prediction of *Bacillus subtilis* spore survival after a combined non-isothermal-isothermal heat treatment. *European Food Research and Technology*, 217(4), 319–324. doi:10.1007/s00217-003-0749-5
- David, J.R.D., & Merson, R.L. (1990). Kinetics parameters for inactivation of *Bacillus stearothermophilus* at high temperatures. *Journal of Food Science*, 55(2), 488-495.
- Deák, T. (2014). Food Technologies: Sterilization. *Encyclopedia of Food Safety*, 245–252. doi:10.1016/b978-0-12-378612-8.00258-4
- Diep, B., Moulin, J., Bastic-Schmid, V., Putallaz, T., Gimonet, J., Valles, A. D., & Klijn, A. (2019). Validation protocol for

-
- commercial sterility testing methods. *Food Control*. doi:10.1016/j.foodcont.2019.03.029
- Dolan, K. D. (2003). Estimation of Kinetic Parameters for Nonisothermal Food Processes. *Journal of Food Science*, 68(3), 728–741. doi:10.1111/j.1365-2621.2003.tb08234.x
 - Dunkley, W. L., & Stevenson, K. E. (1987). Ultra-High Temperature Processing and Aseptic Packaging of Dairy Products. *Journal of Dairy Science*, 70(10), 2192–2202. doi:10.3168/jds.s0022-0302(87)80274-6
 - Durance, T. D. (1997). Improving canned food quality with variable retort temperature processes. *Trends in Food Science & Technology*, 8(4), 113–118. doi:10.1016/s0924-2244(97)01010-8
 - Esteve, M. J., Frígola, A., Martorell, L., & Rodrigo, C. (1999). Kinetics of green asparagus ascorbic acid heated in a high-temperature thermoresistometer. *Zeitschrift Für Lebensmitteluntersuchung Und -Forschung A*, 208(2), 144–147. doi:10.1007/s002170050391
 - Frank, H. A. (1955). The influence of cationic environments on the thermal resistance of bacillus coagulans. *Journal of Food Science*, 20(4), 315–321. doi:10.1111/j.1365-2621.1955.tb16843.x
 - Franklin, J. G., Williams, D. J., Chapman, H. R., & Clegg, L. F. L. (1958). Methods of assessing the sporicidal efficiency of an ultra-high-temperature milk sterilizing plant. ii. experiments with suspensions of spores in milk. *Journal of Applied Bacteriology*, 21(1), 47–50. doi:10.1111/j.1365-2672.1958.tb00113.x
 - Garre, A., Acosta, A., Reverte-Orts, J. D., Periago, P. M., Díaz-Morcillo, A., Esnoz, A., Pedreño-Molina, J.L., & Fernández, P. S. (2020). Microbiological and process variability using biological indicators of inactivation (BIs) based on *Bacillus cereus* spores of food and fish-based animal by-products to evaluate microwave heating in a

-
- pilot plant. *Food Research International*, 109640. doi:10.1016/j.foodres.2020.109640
- Guan, D., Gray, P., Kang, D.-H., Tang, J., Shafer, B., Ito, K., Younce, F., & Yang, T. C. S. (2003). Microbiological validation of microwave-circulated water combination heating technology by inoculated pack studies. *Journal of Food Science*, 68(4), 1428–1432. doi:10.1111/j.1365-2621.2003.tb09661.x
 - Herson, A.C., & Hulland, E.D. (1980). *Canned foods. Thermal processing and microbiology*. Edinburgh: Churchill–Livingstone.
 - Holdsworth, D., & Simpson, R. (2007). Kinetics of Thermal Processing. *Thermal Processing of Packaged Foods*, 87–122. doi:10.1007/978-0-387-72250-4_3
 - Holdsworth, S. D. (1985). Optimisation of thermal processing — A review. *Journal of Food Engineering*, 4(2), 89–116. doi:10.1016/0260-8774(85)90014-7
 - Holdsworth, S. D., & Simpson, R. (2015). Sterilization, Pasteurization, and Cooking Criteria. *Thermal Processing of Packaged Foods*, 125–148. doi:10.1007/978-3-319-24904-9_4
 - Holdsworth, S.D. (1997). *Thermal processing of packaged foods*. London: Chapman Hall.
 - Huertas, J.-P., Álvarez-Ordóñez, A., Morrissey, R., Ros-Chumillas, M., Esteban, M.-D., Maté, J., Palop, A., & Hill, C. (2015). Heat resistance of *Cronobacter sakazakii* DPC 6529 and its behavior in reconstituted powdered infant formula. *Food Research International*, 69, 401–409. doi:10.1016/j.foodres.2015.01.010
 - Jin, T., Zhang, H., Boyd, G., & Tang, J. (2008). Thermal resistance of *Salmonella enteritidis* and *Escherichia coli* K12 in liquid egg determined by thermal-death-time disks. *Journal of Food Engineering*, 84(4), 608–614. doi:10.1016/j.jfoodeng.2007.06.026

-
- Kong, F., Tang, J., Rasco, B., & Crapo, C. (2007). Kinetics of salmon quality changes during thermal processing. *Journal of Food Engineering*, 83(4), 510–520. doi:10.1016/j.jfoodeng.2007.04.002
 - Kooiman, W. J., & Geers, J. M. (1975). Simple and Accurate Technique for the Determination of Heat Resistance of Bacterial Spores. *Journal of Applied Bacteriology*, 38(2), 185–189. doi:10.1111/j.1365-2672.1975.tb00519.x
 - Koszucka, A., & Nowak, A. (2018). Thermal processing food-related toxicants: a review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 1–18. doi:10.1080/10408398.2018.1500440
 - Kotzekidou, P. (2014). *Byssochlamys*. *Encyclopedia of Food Microbiology*, 344–350. doi:10.1016/b978-0-12-384730-0.00051-3
 - Kubo, M. T. K., dos Reis, B. H. G., Sato, L. N. I., & Gut, J. A. W. (2021). Microwave and conventional thermal processing of soymilk: Inactivation kinetics of lipoxygenase and trypsin inhibitors activity. *LWT*, 145, 111275. doi:10.1016/j.lwt.2021.111275
 - Lathrop, P. J., & Leung, H. K. (1980). Rates of ascorbic acid degradation during thermal processing of canned peas. *Journal of Food Science*, 45(1), 152–153. doi:10.1111/j.1365-2621.1980.tb03895.x
 - Lau, S. K., & Subbiah, J. (2020). TDT Sandwich: An open source dry heat system for characterizing the thermal resistance of microorganisms. *HardwareX*, 8, e00114. doi:10.1016/j.ohx.2020.e00114
 - Lespinard, A.R. (2010). Simulación y optimización del tratamiento térmico de alimentos envasados en recipientes de vidrio. Doctor en Ciencias Exactas. Centro de Investigación y Desarrollo en Criotecnología de Alimentos. Universidad Nacional de La Plata.
 - Li, F., Chen, G., Zhang, B., & Fu, X. (2017). Current applications and new opportunities for the thermal and non-thermal processing technologies to generate berry

-
- product or extracts with high nutraceutical contents. *Food Research International*, 100, 19–30. doi:10.1016/j.foodres.2017.08.035
- Mallidis, C. G., & Scholefield, J. (1985). Determination of the heat resistance of spores using a solid heating block system. *Journal of Applied Bacteriology*, 59(5), 407–411. doi:10.1111/j.1365-2672.1985.tb03340.x
 - Mallidis, C.G., & Scholefield, J. (1985). Determination of the heat resistance of spores using a solid heating block system. *Journal of Applied Microbiology*, 59, 407-411.
 - Membré, J.-M., & van Zuijlen, A. (2011). A probabilistic approach to determine thermal process setting parameters: Application for commercial sterility of products. *International Journal of Food Microbiology*, 144(3), 413–420. doi:10.1016/j.ijfoodmicro.2010.10.028
 - Moretti de Almeida, G., Nóbrega Mendonça, C. M., Converti, A., & Pinheiro de Souza Oliveira, R. (2020). Kinetic and thermodynamic parameters of nisin thermoinactivation. *Journal of Food Engineering*, 280, 109986. doi:10.1016/j.jfoodeng.2020.109986
 - Naveh, D., Kopelman, I. J., & Pflug, I. J. (1983). The finite element method in thermal processing of foods. *Journal of Food Science*, 48(4), 1086–1093. doi:10.1111/j.1365-2621.1983.tb09167.x
 - Nevas, M., Lindstrom, M., Horman, A., Keto-Timonen, R., & Korkeala, H. (2006). Contamination routes of *Clostridium botulinum* in the honey production environment. *Environmental Microbiology*, 8(6), 1085–1094. doi:10.1111/j.1462-2920.2006.001000.x
 - Palop, A., Moreno, J. F., Fernández, P. S., & Esnoz, A. (2003). Termorresistómetro para la medida de la resistencia al calor de microorganismos en condiciones controladas de temperatura, capaz de similares condiciones de calentamiento isotérmico y no isotermo.

Servicio de publicaciones audiovisuales de la Oficina Española de Patentes y Marcas.

- Peleg, M., & Normand, M. D. (2004). Calculating Microbial Survival Parameters and Predicting Survival Curves from Non-Isothermal Inactivation Data. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 44(6), 409–418. doi:10.1080/10408690490489297
- Perez-Martin, R. I., Franco, J. M., Aubourg, S., & Gallardo, J. M. (1988). Changes in free amino acids content in albacore (*Thunnus alalunga*) muscle during thermal processing. *Zeitschrift Für Lebensmittel-Untersuchung Und -Forschung*, 187(5), 432–435. doi:10.1007/bf01122644
- Pflug, I.J., & Esselen, W.B. (1953). Development and application of an apparatus for study of thermal resistance of bacterial spores and thiamine at temperatures above 250 °F. *Journal Food Technology*, 7, 237-241.
- Pflug, I.J.; & Esselen, W.B. (1979). Heat sterilization of canned foods. *Fundamentals of Food Canning Technology*. Westport, CT: AVI Publishing Co.
- Pujol, L., Albert, I., Magras, C., Johnson, N. B., & Membré, J.-M. (2015). Estimation and evaluation of management options to control and/or reduce the risk of not complying with commercial sterility. *International Journal of Food Microbiology*, 213, 124–129. doi:10.1016/j.ijfoodmicro.2015.05.014
- Ramos, O. L., Pereira, R. N., Martins, A., Rodrigues, R., Fuciños, C., Teixeira, J. A., Pastrana, L., Malcata, F.X., & Vicente, A. A. (2015). Design of whey protein nanostructures for incorporation and release of nutraceutical compounds in food. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 57(7), 1377–1393. doi:10.1080/10408398.2014.993749
- Rao, M. A., & Lund, D. B. (1986). Kinetics of thermal softening of foods-A review. *Journal of Food Processing and*

-
- Preservation, 10(4), 311–329. doi:10.1111/j.1745-4549.1986.tb00028.x
- Raso, J., Pagán, R., Condón, S., & Sala, F. J. (1998). Influence of Temperature and Pressure on the Lethality of Ultrasound. *Applied and Environmental Microbiology*, 64(2), 465–471. doi:10.1128/aem.64.2.465-471.1998
 - Rodrigo, C., Alvarruiz, A., Martínez, A., Frígola, A., & Rodrigo, M. (1997). High-Temperature Short-Time Inactivation of Peroxidase by Direct Heating with a Five-Channel Computer-Controlled Thermoresistometer. *Journal of Food Protection*, 60(8), 967–972. doi:10.4315/0362-028x-60.8.967
 - Rodrigo, M., Martínez, A., & Carballo, B. (1991). Medida de la termorresistencia de microorganismos. Métodos de medida. *Revista Agroquímica Tecnología Alimentaria*, 31/4, 175–188.
 - Rodrigo, M., Martínez, A., Sánchez, T., Peris, M. J., & Safon, J. (1993). Kinetics of *Clostridium sporogenes* PA3679 Spore Destruction Using Computer-Controlled Thermoresistometer. *Journal of Food Science*, 58(3), 649–652. doi:10.1111/j.1365-2621.1993.tb04348.x
 - Sablani, S. S., Ramaswamy, H. S., & Prasher, S. O. (1995). A neural network approach for thermal processing applications. *Journal of Food Processing and Preservation*, 19(4), 283–301. doi:10.1111/j.1745-4549.1995.tb00295.x
 - Sallami, L., Marcotte, M., Naim, F., Ouattara, B., Leblanc, C., & Saucier, L. (2006). Heat Inactivation of *Listeria monocytogenes* and *Salmonella enterica* Serovar Typhi in a Typical Bologna Matrix during an Industrial Cooking-Cooling Cycle. *Journal of Food Protection*, 69(12), 3025–3030. doi:10.4315/0362-028x-69.12.3025
 - Sánchez, T., Rodrigo, M., Ocio, M. J., Fernández, P., & Martínez, A. (1995). Growth and heat resistance of *Clostridium Sporogenes* PA 3679 spores heated and

-
- recovered in acidified media. *Journal of Food Protection*, 58(6), 656–659. doi:10.4315/0362-028x-58.6.656
- Sandle, T. (2013). Sterility, sterilisation and microorganisms. *Sterility, Sterilisation and Sterility Assurance for Pharmaceuticals*, 1–20. doi:10.1533/9781908818638.1
 - Santos, M. (1997). The effect of ethylenediaminetetraacetic acid on heat resistance and recovery of *Clostridium sporogenes* PA 3679 spores treated in HTST conditions. *International Journal of Food Microbiology*, 34(3), 293–305. doi:10.1016/s0168-1605(96)01203-2
 - Schwaab, M., & Pinto, J. C. (2007). Optimum reference temperature for reparameterization of the Arrhenius equation. Part 1: Problems involving one kinetic constant. *Chemical Engineering Science*, 62(10), 2750–2764. doi:10.1016/j.ces.2007.02.020
 - Schwaab, M., Lemos, L. P., & Pinto, J. C. (2008). Optimum reference temperature for reparameterization of the Arrhenius equation. Part 2: Problems involving multiple reparameterizations. *Chemical Engineering Science*, 63(11), 2895–2906. doi:10.1016/j.ces.2008.03.010
 - Shih, S.-C., Cuevas, R., Porter, V. L., & Cheryan, M. (1982). Inactivation of *Bacillus stearothermophilus* Spores in Soybean Water Extracts at Ultra-High Temperatures in a Scraped-Surface Heat Exchanger. *Journal of Food Protection*, 45(2), 145–149. doi:10.4315/0362-028x-45.2.145
 - Silla Santos, M. H., Nuñez Kalasic, H., Casado Goti, A., & Rodrigo Enguidanos, M. (1992). The effect of pH on the thermal resistance of *Clostridium sporogenes* (PA 3679) in asparagus purée acidified with citric acid and glucono- δ -lactone. *International Journal of Food Microbiology*, 16(4), 275–281. doi:10.1016/0168-1605(92)90029-3
 - Silva, F. V. M., & Evelyn. (2020). Resistant moulds as pasteurization target for cold distributed high pressure and heat assisted high pressure processed fruit products.

-
- Journal of Food Engineering, 109998.
doi:10.1016/j.jfoodeng.2020.109998
- Silva, F. V. M., & Gibbs, P. (2004). Target selection in designing pasteurization processes for shelf-stable high-acid fruit products. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 44(5), 353–360. doi:10.1080/10408690490489251
 - Skoglund, T. (2022). On the common misuse of a constant z-value for calculations of thermal inactivation of microorganisms. *Journal of Food Engineering*, 314, 110766. doi:10.1016/j.jfoodeng.2021.110766
 - Stern, J.A., & Proctor, B.E. (1954). A micro-method and apparatus for the multiple determination of rates of destruction of bacteria and bacterial spores subjected to heat. *Journal Food Technology*, 8, 139–143.
 - Stier, R. F. (2019). Technical and quality management of canning. *Swainson's Handbook of Technical and Quality Management for the Food Manufacturing Sector*, 505–527. doi:10.1016/b978-1-78242-275-4.00020-4
 - Stumbo, C. R. (1949). Thermobacteriology as Applied to Food Processing. *Advances in Food Research Volume 2*, 47–115. doi:10.1016/s0065-2628(08)60041-5
 - Stumbo, C. R. (1973). Thermal resistance of bacteria. *Thermobacteriology in Food Processing*, 93–120. doi:10.1016/b978-0-12-675352-3.50016-4
 - Stumbo, C.R. (1948). A technique for studying resistance of bacterial spores to temperatures in the higher range. *Food Technology*, 2:228-240.
 - Stumbo, C.R. (1953). New procedures for evaluating thermal processes for foods in cylindrical containers. *Food Technology*, 7(8), 309–315.
 - Tola, Y. B., & Ramaswamy, H. S. (2018). Novel processing methods: updates on acidified vegetables thermal processing. *Current Opinion in Food Science*, 23, 64–69. doi:10.1016/j.cofs.2018.06.003

-
- Tola, Y. B., & Ramaswamy, H. S. (2018). Novel processing methods: updates on acidified vegetables thermal processing. *Current Opinion in Food Science*, 23, 64–69. doi:10.1016/j.cofs.2018.06.003
 - Toledo, R. T. (2007). Thermal Process Calculations. *Fundamentals of Food Process Engineering*, 301–378. doi:10.1007/0-387-29241-1_9
 - Townsend, C.T., Somers, I.I., Lamb, F.C., & Olson, N.A. (1954). *A Laboratory Manual for the Canning Industry*. Washington, DC: National Food Processors' Assoc.
 - Valdramidis, V. P., Geeraerd, A. H., Bernaerts, K., & Van Impe, J. F. M. (2008). Identification of non-linear microbial inactivation kinetics under dynamic conditions. *International Journal of Food Microbiology*, 128(1), 146–152. doi:10.1016/j.ijfoodmicro.2008.06.036
 - Van Loey, A., Ludikhuyze, L., Hendrickx, M., De Cordt, S., & Tobback, P. (1995). Theoretical Consideration on the Influence of the z-Value of a Single Component Time/Temperature Integrator on Thermal Process Impact Evaluation. *Journal of Food Protection*, 58(1), 39–48. doi:10.4315/0362-028x-58.1.39
 - Van Zuijlen, A., Periago, P. M., Amézquita, A., Palop, A., Brul, S., & Fernández, P. S. (2010). Characterization of *Bacillus sporothermodurans* IC4 spores; putative indicator microorganism for optimisation of thermal processes in food sterilisation. *Food Research International*, 43(7), 1895–1901. doi:10.1016/j.foodres.2009.11.011
 - Ziabakhsh Deylami, M., Abdul Rahman, R., Tan, C. P., Bakar, J., & Olusegun, L. (2016). Effect of blanching on enzyme activity, color changes, anthocyanin stability and extractability of mangosteen pericarp: A kinetic study. *Journal of Food Engineering*, 178, 12–19. doi:10.1016/j.jfoodeng.2016.01.001





3

Capítulo

Envases para el procesamiento térmico

3.1. Introducción

Las funciones de los envases es la de contener, proteger (Lee, 2010), informar y atraer al mínimo costo (Coles y Kirwan, 2011). La selección de los envases es determinada por: facilidad de manipulación, rapidez de llenado, facilidad de cierre, facilidad de procesado, forma/diseño, impresión/etiquetado (Barthel, 2009), caducidad requerida para el producto (determinada por la composición del envase, compatibilidad del producto/recipiente y temperatura de almacenaje), utilidad, necesidades del consumidor, requisitos legales/ambientales, deterioro por agentes mecánicos, características de permeabilidad, cambios de temperatura, transmisión de luz, consideraciones químicas y bioquímicas y consideraciones microbiológicas y biológicas (Krochta, 2019).

3.2. Envases de hojalata

Entre los envases principales tenemos a las latas cuya fabricación es de hojalata que es una lámina delgada a base de acero (99% de acero y 1% de estaño). Al principio el estaño de los envases de hojalata estaba destinado a facilitar la construcción de los mismos por soldadura y a reducir la interacción química entre los alimentos y el acero (hierro) base de la lámina metálica (Berk, 2018). El estaño en la hojalata se presenta en forma de liga Fe/Sn^2 y sobre esta capa, en la forma más libre, o sea, poco adherida sobre la liga. La cuantificación del estaño existente en la hojalata puede ser determinada por métodos físicos o químicos,

también clasificados como no destructivos y destructivos, respectivamente. El método gravimétrico es el más simple de todos, pues consiste en desestañar químicamente la muestra y determinar el estaño por diferencia de peso. En la Figura 3.1 se encuentra la convención para identificar hojas con estañado diferenciado (Featherstone, 2015).

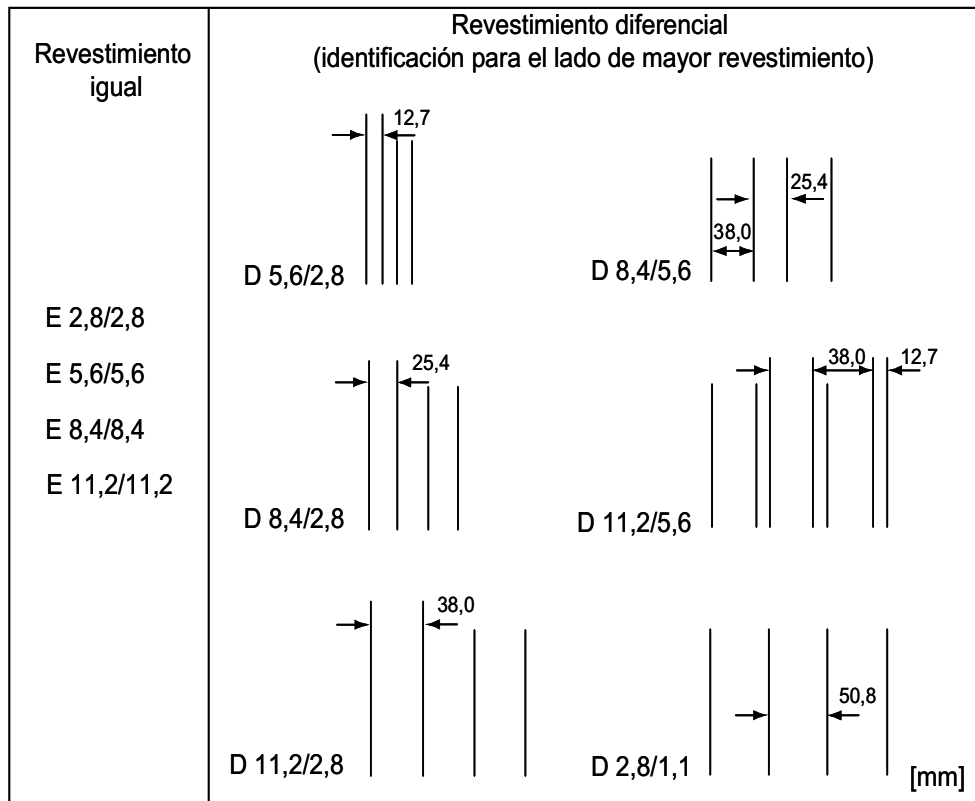


Figura 3.1. Convención para identificación de hojalatas con revestimiento diferencial para el lado de mayor revestimiento. Fuente: Adaptado de Miranda-Zamora y Teixeira (2012).

A medida que el depósito de estaño ha ido progresivamente reduciéndose y al fin de minimizar la disolución del hierro y el acero en el alimento enlatado, se han ido desarrollando una serie de esmaltes y lacas para el recubrimiento interno de los envases de metal. Debiendo cumplir las siguientes exigencias: no ser tóxicos, minimizar los cambios de color y no impartir sabor ni olor a los alimentos (Hayes, 1987). Algunos envases de hojalata se usan, de forma intencional, sin recubrir internamente los cuerpos, para permitir que se disuelva parte del estaño, con lo

que se decolora y abrillanta el alimento, pero la tapa y el fondo protegidos por lacas. Algunos ejemplos de alimentos con latas sin cuerpo recubierto y tapa y fondo recubiertas son los productos lácteos y derivados de tomate (Berk, 2018a), en la Figura 3.2 se observa una lata (envase de metal) sanitaria o de tapa abierta para el enlatado de alimentos.

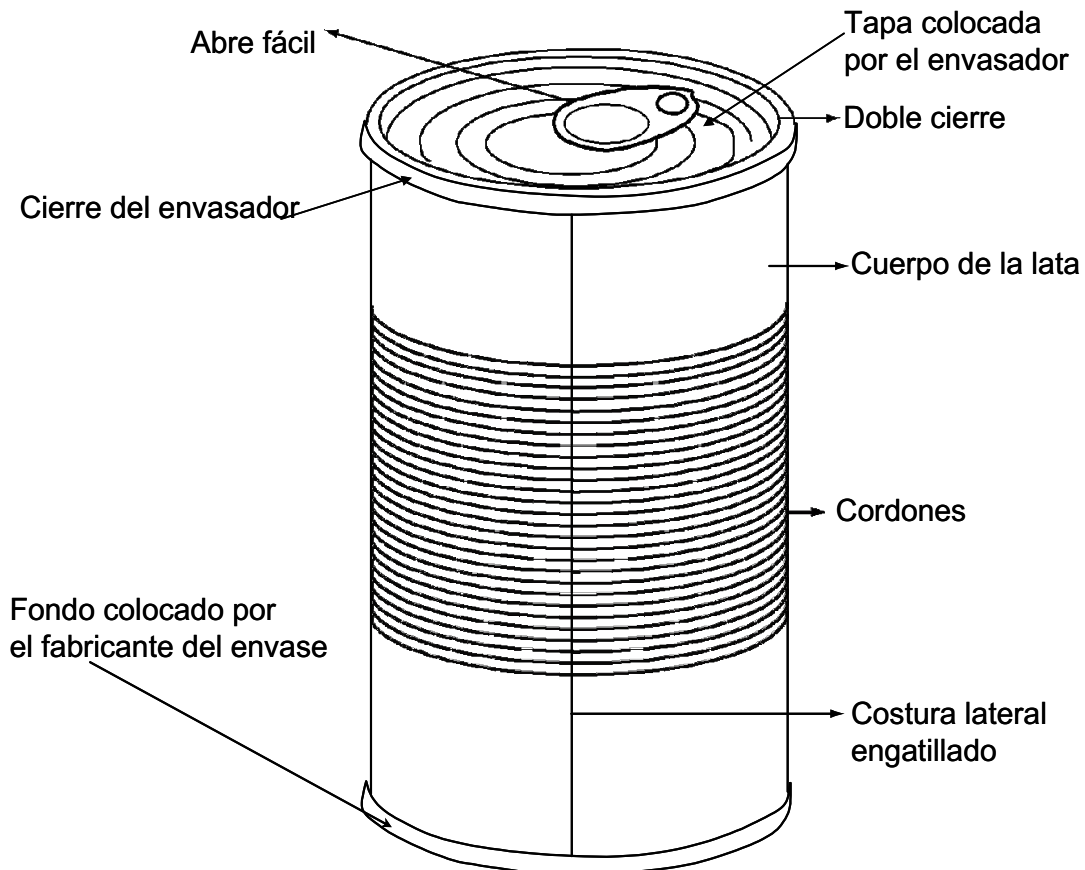


Figura 3.2. Lata sanitaria para el enlatado de alimentos.

Fuente: Adaptado de Miranda-Zamora y Teixeira (2012).

Los revestimientos fenólicos se utilizan en productos pesqueros y cárnicos ofrecen más permeabilidad que los oleorresinosos, pero son inadecuados y poco flexibles para latas con cuerpos con cordones, al igual para fondos y tapas. Los epoxifenólicos son empleados para productos curados. Los organosoles utilizados en tapas y fondos por su flexibilidad. En el Cuadro 3.1 se muestran las aplicaciones y características de revestimientos (lacas) habituales.

Cuadro 3.1. Aplicaciones y características de los revestimientos

Revestimientos	Aplicación	Flexibilidad	Adhesión	Resistencia al procesamiento térmico
Fenólicos	Frutas, vegetales, carne	Mala	Mala	Muy buena
Epoxi–Fenólicos	Amplio uso, pueden ser pigmentados con Al, ZnO; características que dependen de la formulación	Buena	Buena	Buena
Vinílicos	Bebidas	Excelente	Buena	Mala
Organosoles	Largo uso en latas de dos piezas	Muy buena	Muy buena	Buena
Acrílicos	Pigmentada con TiO ₂	Buena	Muy buena	Media
Epoxi–úreas	Bebidas	Buena	Buena	Media
Poliésteres	Pigmentada con TiO ₂	Buena	Buena	Buena

Los cordones en las latas fueron introducidos por primera vez en 1970 y fue comúnmente utilizado en 1975–80. Más recientemente, un nuevo diseño de cordones fue desarrollado por Hoogovens (Figura 3.3). Este diseño tiene una profundidad constante de cordones de 0,4 mm y una inclinación de diferentes cordones de 3,67mm en los extremos de los 20 cordones de 2,68mm en el medio. Los cordones de las tapas controlan el modo de colapso axial, y los cordones del centro más pequeños maximizan la resistencia de los paneles. Los cordones tienen el efecto de reforzar la pared lateral, permitiendo así una reducción en el espesor del metal, sin comprometer el rendimiento. En el proceso de autoclavado o retortado de los alimentos procesados con calor induce presiones positivas y negativas dentro de la lata en las diferentes etapas (Campden BRI, 1980). La lata debe soportar una gran presión interna que se produce cuando el producto se calienta, esta resistencia es en su mayoría otorgados por los anillos de expansión de las tapas de las latas (Hanlon et al., 1998).



Figura 3.3. Nuevo diseño de cordones.

También debe resistir la presión externa a causa de los paneles a la diferencia de presión en las primeras etapas del tratamiento

en autoclave, mientras que todavía hay un pequeño vacío dentro de la lata, y la presión de vapor de agua actúa fuera de la lata. Los cordones circunferenciales en las paredes pueden aumentar en gran medida la resistencia a la implosión. Sin embargo, los cordones también reducen la resistencia a la carga vertical, lo cual es importante durante el llenado, almacenamiento y manipulación, y por lo tanto un compromiso entre el perfil de los cordones, la inclinación y la profundidad debe ser logrado. Los cordones, el espesor y la dureza del metal son tres variables que el diseñador puede usar para optimizar el rendimiento posible. La Figura 3.4 muestra cómo estos tres factores se pueden combinar en el diseño de una determinada lata.

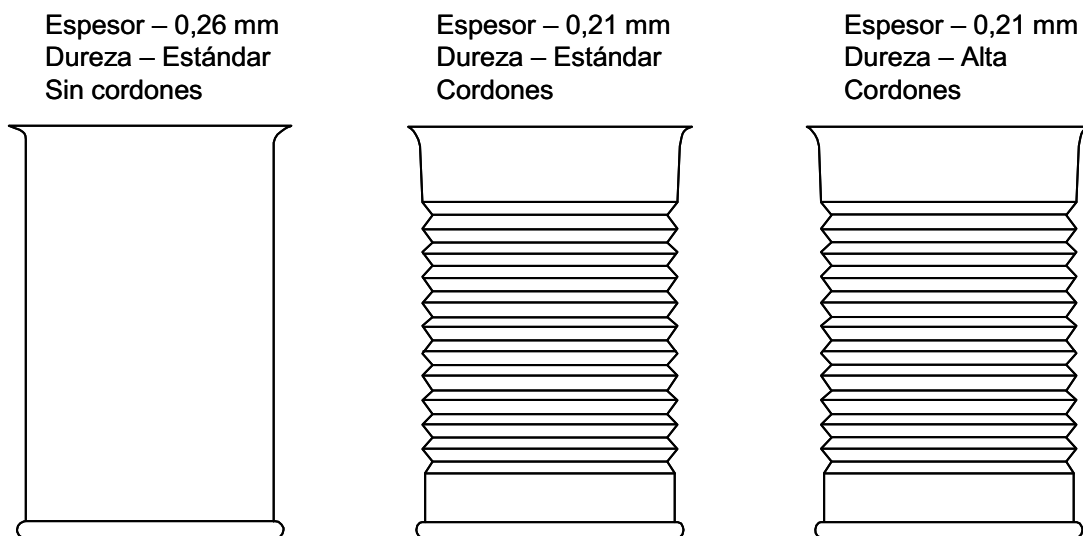


Figura 3.4. Relación entre los cordones, el espesor del metal y la dureza en el diseño de la lata.

Generalmente, las dimensiones de una lata son expresadas con dos números con tres dígitos cada uno. El primer dígito representa las pulgadas completas mientras que los otros dos dígitos representan unidades fraccionales en un dieciseisavo de una pulgada. El primer número de los tres dígitos es el diámetro de la lata mientras que el segundo número de tres dígitos es la altura de la lata. Por ejemplo, una lata diseñada como 307 x 403, es 3–7/16 pulgadas de diámetro y 4–3/16 pulgadas de altura. En el sistema métrico decimal, los tamaños se dan en mm. En el

Cuadro 3.2 se muestran los diámetros estándar de latas cilíndricas en unidades imperiales y métricas.

Cuadro 3.2. Diámetros nominales de latas cilíndricas

Unidades imperiales	Unidades métricas
202	52
211	65
300	73
307	83
401	99
404	105
502	127
603	153
610	168
700	176

Fuente: Adaptado de Downing (1996).

Las dimensiones de las latas rectangulares están dadas por tres grupos de números: los dos primeros grupos son dimensiones de la base y la tercera es la dimensión de la altura. En el Cuadro 3.3 se muestran algunas de las latas más usadas para alimentos.

Cuadro 3.3. Ejemplos de tamaños comunes de latas para alimentos

Tipo	Capacidad (cm ³)	Dimensiones (mm)
Latas cilíndricas	142	55 x 67
	212	65 x 71
	212	73 x 58
	236	65 x 78
	335	73 x 88
	340	99 x 52
	350	83,7 x 69
	425	73 x 109

Fuente: Adaptado de López (1981).

Cuadro 3.3. Ejemplos de tamaños comunes de latas para alimentos [continuación]

Tipo	Capacidad (cm ³)	Dimensiones (mm)
Latas cilíndricas	850	99 x 118
	945	99 x 123
Latas rectangulares	75	104 x 59 x 19
	125	104 x 59 x 28
	150	154 x 55 x 23
	250	105 x 76 x 38

Fuente: Adaptado de López (1981).

La capacidad se expresa redondeando el número de cm³ de manera que la última cifra sea cero o cinco.

El envase metálico cilíndrico de doble cierre es uno de los más utilizados en la industria de alimentos (Etayo et al., 2003), el cual puede ser de acero o aluminio, que cumple con el requisito de poder ser sellado herméticamente y así garantizar la conservación de los productos alimenticios durante su procesamiento y posterior almacenamiento. El cierre hermético o engargolado se compone de cinco dobleces de hojalata (siete dobleces en el cruce del cierre lateral) entrelazados o doblados y apretados firmemente. El engargolado se realiza en dos operaciones denominadas como primera y segunda operación (Moran, 1995). La función de la primera operación es la formación de los ganchos de cuerpo y tapa (Berk, 2018b); la segunda prensa firmemente los ganchos formados dando con esto la hermeticidad del cierre (Dantas y Dantas, 2016). Las partes que forman un engargolado son: L_{gc} = longitud del gancho del cuerpo, L_{gt} = longitud del gancho de la tapa, L_{dc} = longitud del engargolado, E_t = espesor de la lámina de la tapa y E_c = espesor de la lámina del cuerpo. Con estos valores se puede determinar la hermeticidad del cierre mediante el cálculo del porcentaje de traslape o solapado indica el grado de sobreposición que existe entre los ganchos de la tapa y del

cuerpo. Para que un cierre sea seguro, debe tener un valor porcentual de solapado lo más alto posible:

$$\% \text{Traslape} = \frac{(L_{gc} + L_{gt} + 1,1 \times E_t) - L_{dc}}{L_{dc} - (2,2 \times E_t + 1,1 \times E_c)} \times 100 \quad [3.1]$$

La Metal Box (1973) considera que un engargolado es adecuado cuando su porcentaje de traslape es superior al 45%. Para fines del análisis del doble cierre (engargolado) se deben efectuar mediciones en cuatro puntos del cierre:

- A 0,5" a la derecha e izquierda del cierre lateral.
- En el lado opuesto al cierre lateral.
- En el cruce del cierre lateral.

La inspección del cierre se puede dividir en:

Externa que incluye medición de:

- Longitud del engargolado
- Espesor del engargolado
- Profundidad del engargolado
- Alargamiento (aumento de longitud en el cierre lateral)

Interna que incluye medición de:

- Longitud del gancho de la tapa
- Longitud del gancho del cuerpo
- Espesor de la lámina de la tapa
- Espesor de la lámina del cuerpo

Otra forma de calificar el cierre es mediante la evaluación de la compacidad o índice de compactación o ajuste del doble cierre (C), la cual nos indica el grado de contacto de las distintas capas que conforman el cierre, esta medición se expresa en porcentaje. Se define como la relación entre la suma de los espesores de las distintas capas de hojalata y el espesor del cierre. Como en el

cierre intervienen tres capas de hojalata de la tapa y dos del cuerpo, la fórmula se puede expresar:

$$\%C = \frac{3 \times E_t + 2 \times E_c}{E} \times 100 \quad [3.2]$$

Siendo:

E = Espesor del doble cierre

E_t = Espesor de la lámina de la tapa

E_c = Espesor de la lámina del cuerpo

Un compactado elevado indica un cierre apretado y con menos posibilidades de poros o fugas. En la práctica se establece la siguiente escala:

C > 85% = doble cierre muy buena

75% < C < 85% = doble cierre buena

C < 75% = doble cierre sujeta a problemas de recontaminación (cierre peligroso)

La sección transversal de un doble cierre final se muestra en la Figura 3.5. Se verá que algunas de estas dimensiones se pueden tomar desde el exterior del cierre final, mientras que otros sólo se pueden medir a partir de una vista en sección transversal.

La primera operación del doble cierre forma los cinco espesores de láminas de hojalata dobladas, en cuanto la segunda operación los aplana y aprieta firmemente para producir el cerrado hermético. Estructuralmente, el doble cierre es formado por tres espesores del material de la tapa y de dos espesores del material del cuerpo, conjuntamente con el compuesto sellante que llena los espacios vacíos.

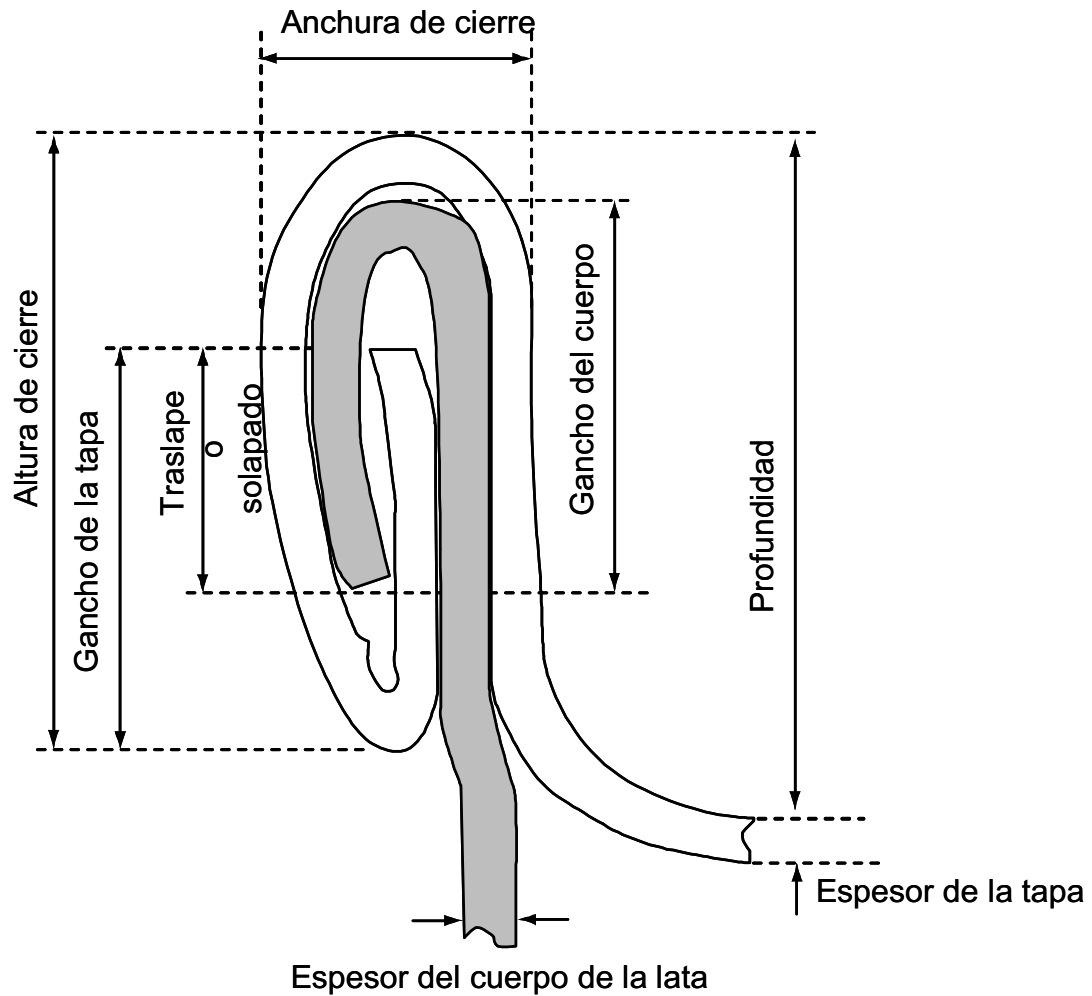


Figura 3.5. Componentes principales de un doble cierre.
Fuente: Adaptado de Dantas y Dantas (2016).

La Figura 3.6 presenta las dos etapas de la operación del doble cierre.

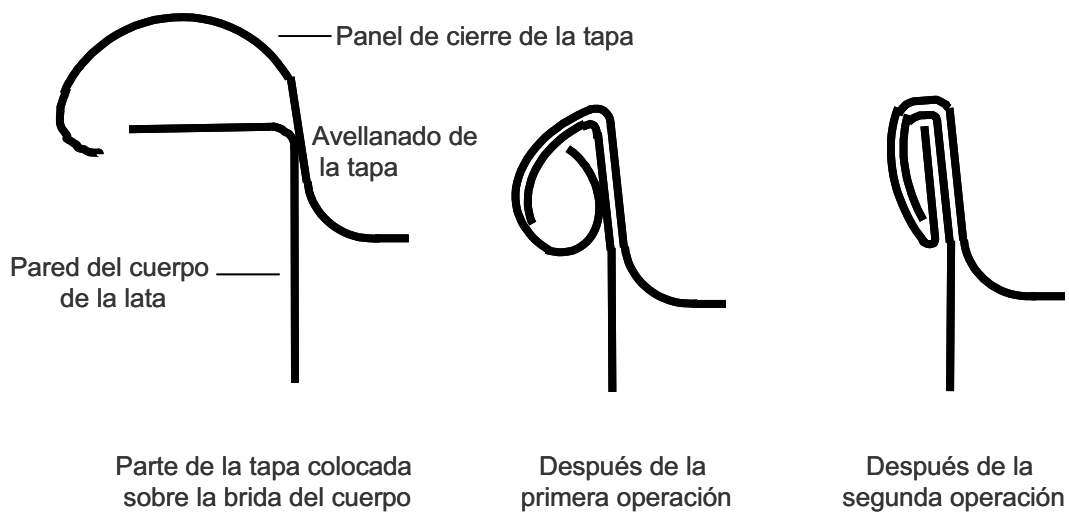


Figura 3.6. Etapas en la formación de un doble cierre.

Es importante esclarecer que, hasta el año de 1989, existía solamente el tipo de doble cierre presentado anteriormente o el “clásico”. Entre tanto, fue desarrollado y patentado en el Brasil un nuevo proceso mecánico para el cerrado de latas, llamado comercialmente “econoseam” (Figura 3.7), el cual presenta ventajas en relación al doble cierre normal, tales como: economía de material, diseño más apropiado para el apilamiento, entre otros.

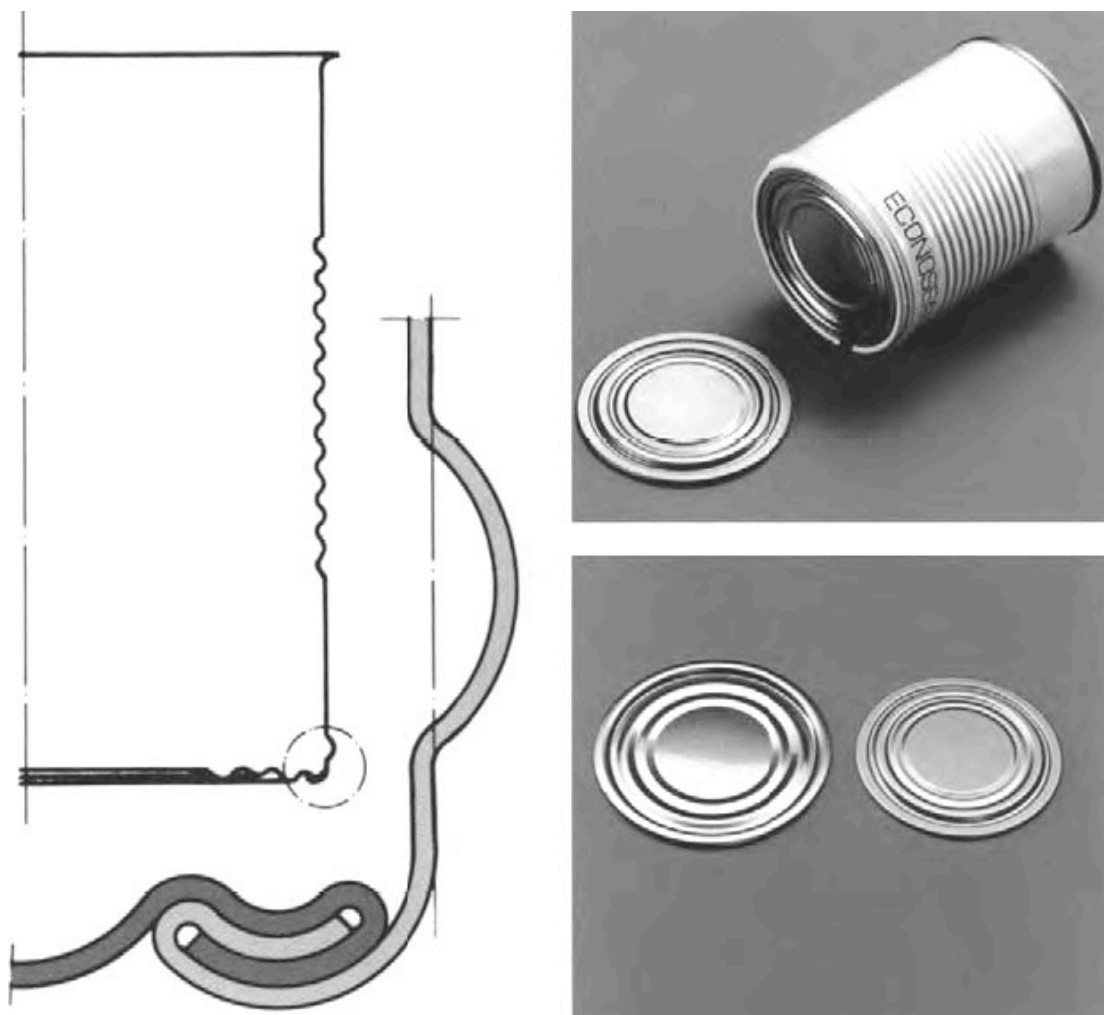


Figura 3.7. Nuevo diseño de cierre – “econoseam”.

En la práctica, este punto de vista se puede obtener ya sea cortando a través del cierre o el uso de tecnología de rayos X disponibles en la actualidad de los fabricantes de instrumentos especializados (Figuras 3.8 y 3.9). La última tecnología elimina la

necesidad de ningún corte y permite ahorrar tiempo cuando se requieren múltiples puntos de vista desde diferentes posiciones alrededor del cierre. También permite al cierre ser visto en condiciones normales de operación. Algunos parámetros no se pueden medir directamente de la sección transversal del cierre, sino que requieren simple cálculo matemático para deducir el resultado (Krochta, 2019). Uno de estos fabricantes de instrumentos para evaluar el doble cierre es la Quality By Vision, empresa israelí, quien desde el año 1993 fabrica unidades ópticas en alta definición para realizar medidas de los envases de metal. Los parámetros del doble cierre de las latas se pueden medir utilizando el sistema SEAMetal 9000 (Quality by Vision, 2011) (Figura 3.8). Se compone del equipo de cierre, una unidad óptica y el software (Figura 3.9). Con el fin de medir con precisión los parámetros de cierre, una sección limpia y precisa del cierre con muy poca o ninguna deformación debe ser realizada. Esto se hace con el equipo de cierre con discos de hoja de sierra doble manteniendo 12,9 cm y girando a una velocidad de 500 rpm. Se realizan dos cortes simultáneamente. Una vez que se hace el corte, la parte interior es empujada dentro de un conductor de cabezal sin tornillos, para que las secciones de corte se puedan ver a través del analizador de cierre. En general tres cortes se hacen en una lata, uno tras otro mediante la rotación de 120° aproximadamente.

Los parámetros de doble cierre como longitud del gancho del cuerpo (L_{gc}), longitud del gancho de la tapa (L_{gt}), longitud del engargolado (L_{dc}), espesor de la lámina de la tapa (E_t), espesor de la lámina del cuerpo (E_c), etc. se pueden medir utilizando el analizador de cierre SEAMetalHD (Figura 3.9).

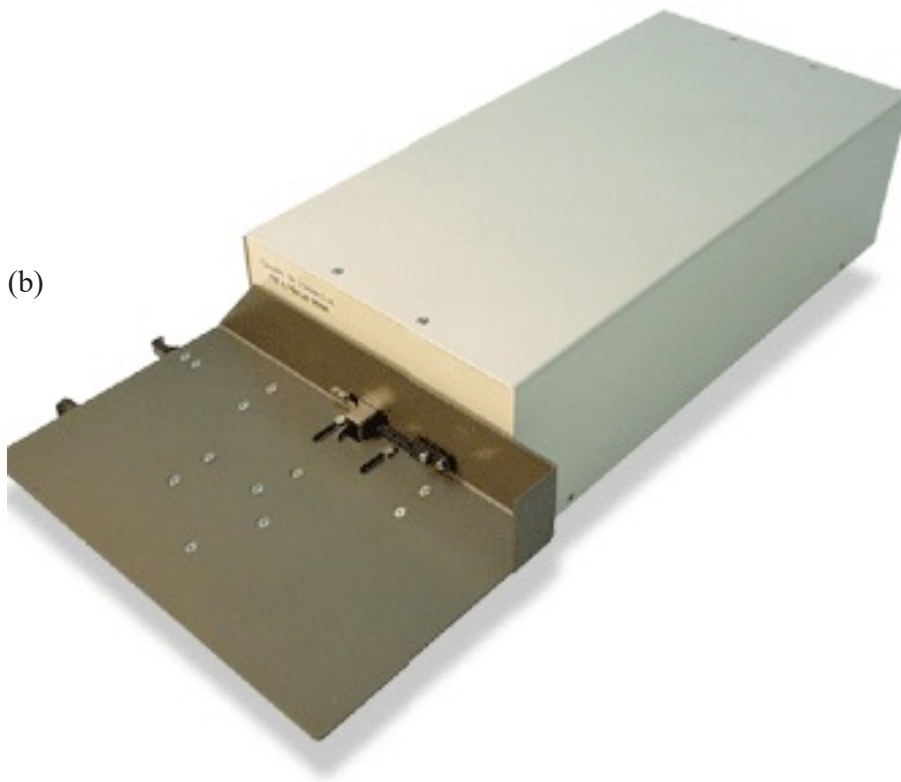


Figura 3.8. Instrumentos especializados (a) Equipo de doble cierre y (b) analizador de doble cierre (Quality By Vision, 2011).

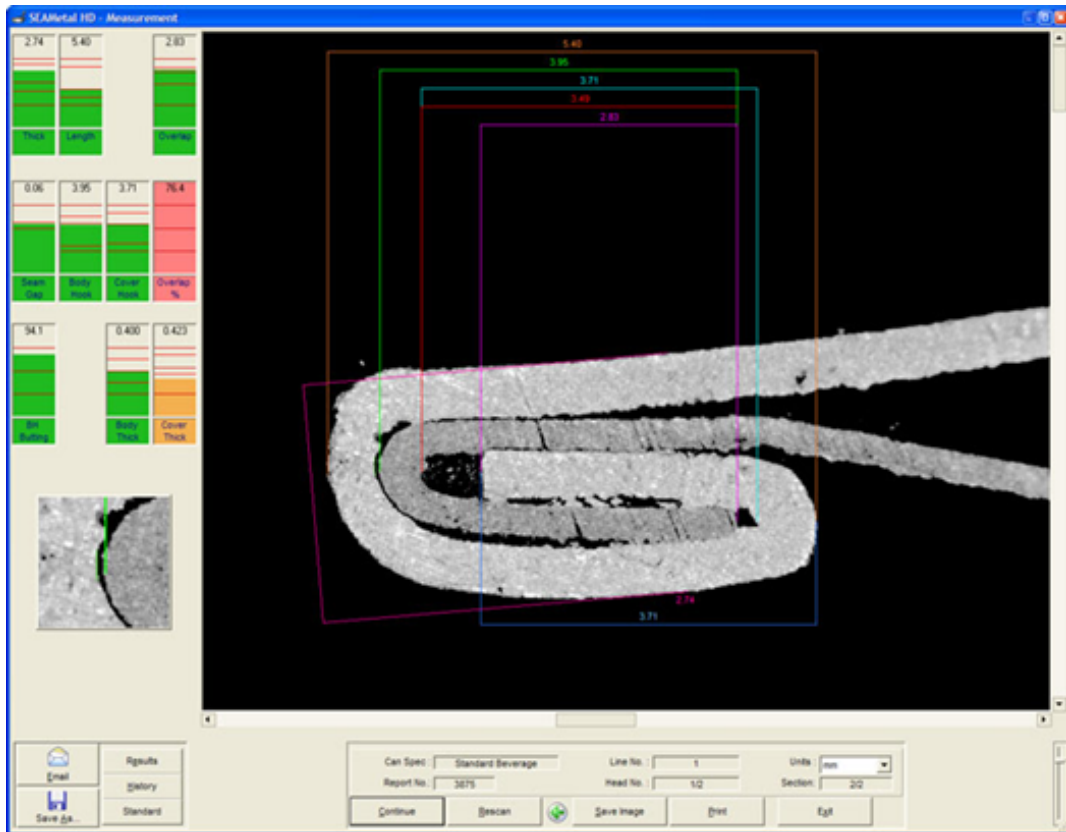


Figura 3.9. Software para determinar los parámetros de doble cierre de envases de metal (Quality By Vision, 2011).

En la preparación para la examinación externa de las latas hay que examinar la lata de la oxidación y las fugas de la siguiente manera. Examine la superficie exterior de la etiqueta para detectar signos de óxido subyacente. Tenga en cuenta que los bordes de la etiqueta del traslape y asegure la posición de la etiqueta en este punto con tiras cortas de cinta adhesiva sobre el cierre. Con un cuchillo afilado cortar la etiqueta vertical, frente al traslape, como se ilustra y parte con cuidado de la lata para localizar cualquier mancha de óxido o mancha en la etiqueta debido a filtraciones en el cuerpo o el cierre. Si algunas manchas de óxido en la etiqueta son uniformes y de color claro, la fuga es poco probable, pero si una mancha de óxido tiene un área más oscura entonces el interior de la lata se puede perforar. Pruebe la zona oscura con una aguja fina para comprobar si hay un agujero pequeñísimo. Retire la etiqueta y examine visualmente el cierre para detectar cualquier signo de pérdida de producto o

irregularidad. Cualquier defecto físico, por ejemplo, un “agujero”, como se muestra en la ilustración, podría ser un punto de fuga. Mire el cierre a lo largo de una línea casi paralela a la del cuerpo de la lata, y examine la línea de contacto entre la junta y el cuerpo de la lata por la falta de hermeticidad como se muestra. Compruebe que las dos juntas se parecen y comience a estrechar. En el caso de un cierre flojo, hay una diferencia más obvia en el punto marcado “x”. Examine el metal de los extremos de la fractura mediante la codificación de la impresión profunda o daños al área de remache de cualquier característica de gancho y de fractura de metal del cuerpo en las extremidades de abolladuras profundas o en las líneas de cierre. Si el contenido es sólido, examinar fractura de la tapa, que puede estar presente sin fugas del producto. Coloque etiquetas a las latas para la hoja de trabajo. Limpie la parte exterior de la lata con agua fría y jabón para eliminar el polvo y la grasa. Registre las observaciones de la apariencia externa de la lata.

3.3. Examen preliminar de las latas

3.3.1. Apertura

Procedimiento

- (a) Sumerja el extremo no codificado de la lata en una solución que contiene 100 a 300 ppm de cloro por lo menos durante 10 minutos Retirar el exceso de líquido de drenaje, luego limpie la parte superior de la lata con un 70% de alcohol y dejar que se evapore.
- (b) Mantenga la parte superior desinfectada cubierta con una placa estéril.
- (c) Compruebe la presión / vacío dentro de la lata, si es posible.
- (d) Abra el final no codificado de la lata o una pequeña área de la que termina con un abrelatas estéril. Evite cortar el borde y dañar cualquier marca del código. Remueva el contenido de la lata. Para las latas grandes, es necesario que se abra alrededor de las paredes laterales.

(e) Corte una sección del cierre y mida sus dimensiones anchura de cierre y altura de cierre. Use un micrómetro o una pequeña regla de que las ranuras de distintos anchos que sirven como indicadores para hacer las mediciones. Examine el cierre de corte bajo con una lupa de mano para los posibles defectos. Examine el cierre lateral de hermeticidad, unión de soldada continua y cualquier defecto en los dos extremos. La integridad del cierre es muy dependiente de la forma en que los pliegues u hojas de metal de la unión y la hermeticidad en la unión. La interpretación de los resultados requiere experiencia, pero los principales defectos por lo general pueden ser localizados (Campden BRI, (1984).

3.3.2. Muestreo

3.3.2.1. Alimentos sólidos

Procedimiento

(a) Tome raspado con una espátula estéril de las superficies expuestas de los alimentos. Tomar una muestra por separado del núcleo central utilizando un instrumento adecuado estéril, como un taladro central o una cuchara. Saque los alimentos de la lata, tomar los raspados de la superficie restante y añadir a la muestra de raspado en primer lugar.

(b) Limpie el cierre del borde superior de la lata con un hisopo de algodón estéril. Limpie la unión del cuerpo y el cierre de borde inferior con un segundo hisopo.

3.3.2.2. Alimentos semisólidos

Procedimiento

(a) Tome una muestra representativa de 100 g con un instrumento estéril.

(b) Registre la condición interna de la lata, es decir, presencia/ausencia de la laca, la oxidación, ennegrecimiento y la corrosión (Mannheim et al., 1983).

Para las latas de metal, las medidas dimensionales deben ser llevadas a cabo para comprobar la longitud y el grosor del cierre en cuatro puntos de 90° alrededor de la lata y cierre (lejos del cierre lateral del cuerpo). Estos se deben comparar con los datos de la especificación del cierre del cliente. Cualquier discrepancia puede sugerir irregularidades que pueden haber llevado a deterioro por fugas después del procesamiento (Ababouch, 2014; Stersky et al. 1980).

Muchos tipos de extremos se producen las latas de metal con una amplia variedad de dimensiones del cierre. Estos pueden diferir significativamente del mismo diámetro de la lata. En Europa, estos han sido clasificados por la Secretaría de la Federación Europea de Fabricantes de Envases de Metal Ligero (por sus siglas en inglés, SEFEL).

Las latas de tres piezas, también llamadas “open top cans” poseen tres cierres, uno uniendo las extremidades del cuerpo en forma de cilindro y uno para cada extremidad de la lata (tapa y fondo). En la Figura 3.10 se muestran latas de tres piezas.



Figura 3.10. Latas de tres piezas.

Las latas pueden ser redondas, rectangulares o de formato irregular (Figura 3.11) más la terminología y estructura del doble cierre es común a cualquiera de ellas, en cuanto las dimensiones pueden variar entre los diferentes formatos (Metal Packing Manufacturers' Association, 2001).



Figura 3.11. Latas de diferentes formatos.

Como se mencionó anteriormente, los cordones ofrecen mayor resistencia a la pared de la lata. A pesar que los cordones circunferenciales son comúnmente utilizados, los diseños de otros cordones se han desarrollado. Los cordones nido de abeja “honeycomb” (Figura 3.12) se afirma que ofrecen al menos el 15% de ahorro de material, ya que su soporte es más delgado de acero de calibre en todos los niveles de rendimiento. Estas latas se comercializan como Hexacan y están comercialmente disponibles en diámetros de 73, 83, 99, 127 y 153 mm.



Figura 3.12. Latas Hexacan con cordones nido de abeja.

Existen muchos tipos de envases disponibles los cuales pueden ser usados en lugar de las latas. Los “pouches” han ganado importancia en este tipo de industria por su conveniencia, costo y consideraciones medioambientales.

3.4. Envases inoculados

La validación del tratamiento térmico y parámetros derivados matemáticamente se realiza a través de las pruebas de envases inoculados. El producto bajo consideración es inoculado con un cierto número de microorganismos resistentes al calor (tales como el PA 3679). El producto es luego procesado bajo

condiciones normales de operación para varias combinaciones de tiempo y temperatura que han sido formuladas usando los diferentes métodos de cálculo que serán discutidos más adelante (Pearson y Tauber, 1984). Después del procesamiento, los envases inoculados son incubados a una cierta temperatura que es favorable para el crecimiento de los microorganismos inoculados. Los envases inoculados son revisados rutinariamente observando signos de crecimiento microbiano. La combinación tiempo–temperatura mínima para una dosis inoculada sin ningún crecimiento positivo debe ser seleccionado para el proceso. Este tiempo y temperatura de proceso corresponde aproximadamente al proceso calculado.

Bibliografía

- Ababouch, L. (2014). Heat treatment of foods. Spoilage Problems Associated with Canning. *Encyclopedia of Food Microbiology*, 175–180. doi:10.1016/b978-0-12-384730-0.00157-9
- Barthel, H. (2009). Code, bar. *The Wiley Encyclopedia of Packaging Technology*, 294–297.
- Berk, Z. (2018a). Food packaging. *Food Process Engineering and Technology*, 625–641. doi:10.1016/b978-0-12-812018-7.00027-0
- Berk, Z. (2018b). Thermal processes, methods, and equipment. *Food Process Engineering and Technology*, 421–438. doi:10.1016/b978-0-12-812018-7.00018-x
- Campden BRI. (1980). Post Process sanitation in canneries. *Technical Manual No. 1.*, Campden BRI, Chipping Campden, Gloucestershire, UK.
- Campden BRI. (1984). Visual can defects. *Technical Manual No. 10.*, Campden BRI, Chipping Campden, Gloucestershire, UK.
- Coles, R., & Kirwan, M.J. (2011). *Food and beverage packaging technology*. John Wiley & Sons.

-
- Dantas, F. B. H., & Dantas, S. T. (2016). Canned food and packaging parameters. Reference Module in Food Science. doi:10.1016/b978-0-08-100596-5.03205-4
 - Downing, D. L. (1996). Metal containers for canned foods. A Complete Course in Canning and Related Processes, 103–172. doi:10.1533/9781845696207.103
 - Etayo, J. M., Goti, A., Isasi, L., Rivas, M., & Olaortua, L. (2003). Nondestructive quality control in non-round cans seaming. EFTA 2003. 2003 IEEE Conference on Emerging Technologies and Factory Automation. Proceedings (Cat. No.03TH8696). doi:10.1109/etfa.2003.1247694
 - Featherstone, S. (2015). Metal containers for canned foods. A Complete Course in Canning and Related Processes, 75–117. doi:10.1016/b978-0-85709-678-4.00005-1
 - Hanlon, J.F., Kelsey, R.K., & Forcinio, H.E. (1998). Handbook of package engineering. Third edition. Technomic Publishing Co., Lancaster, PA.
 - Hayes, G. D. (1987). Food engineering data handbook. Longman Scientific.UK.
 - Krochta, J.M. (2019). Food packaging. Handbook of Food Engineering, 1031–1124.
 - Lee, K. T. (2010). Quality and safety aspects of meat products as affected by various physical manipulations of packaging materials. Meat Science, 86(1), 138–150. doi:10.1016/j.meatsci.2010.04.035
 - López, A. (1981). A complete course in canning. Book 1. Eleventh ed. The Canning Trade, Baltimore,MD.
 - Mannheim, C., Passy, N., & Brody, A. L. (1983). Internal corrosion and shelf-life of food cans and methods of evaluation. C R C Critical Reviews in Food Science and Nutrition, 17(4), 371–407. doi:10.1080/10408398209527354
 - Metal Box. (1973). Double seam manual. The Metal Box Co. plc: Reading.

-
- Metal Packing Manufacturers' Association. (2001). Recommended Industry Specifications for Beer and Carbonated Soft Drink Cans. Metal Packaging Manufacturers' Association, Maidenhead, Berkshire SL6 1NJ,UK.
 - Miranda-Zamora, W.R., & Teixeira, A.A. (2012). Principios matemáticos del proceso térmico de alimentos. AMV (Antonio Madrid Vicente) Ediciones, Madrid-España.
 - Moran, P. (1995) Can seaming. The Canning of Fish and Meat. https://doi.org/10.1007/978-1-4615-2113-6_7
 - Pearson, A.M., & Tauber, F.W. (1984), Canned meat formulations. Processed Meats. Springer, Dordrecht. https://doi.org/10.1007/978-94-010-9692-8_14
 - Quality By Vision. (2011). The world's first High-Definition double seam inspections system. Measuring seams automatically since 1993. <http://prev.qbyv.com/seamdefault.htm>.
 - Stersky, A., Todd, E., & Pivnick, H. (1980). Food poisoning associated with post-process leakage (ppl) in canned foods. Journal of Food Protection 43(6), 465–476.

4

Capítulo

Determinación de modelos matemáticos

4.1. Metodología

4.1.1. Materiales

Para la elaboración de los modelos matemáticos se necesitan los siguientes materiales:

- Nomograma para $m + g = 130^{\circ}\text{F}$ usando $z = 16^{\circ}\text{F}$ y $z = 18^{\circ}\text{F}$.
- El gráfico o carta de ρ para las curvas de calentamiento quebradas usando $z = 16^{\circ}\text{F}$ y $z = 18^{\circ}\text{F}$.
- CurveExpert Professional (versión 2.6.5, Hyams Development).

4.1.2. Métodos

- **Nomograma y carta o gráfica de valores “ ρ ”**
En cuanto a la elaboración de los modelos matemáticos, estos se hacen, a partir del nomograma $m + g = 130^{\circ}\text{F}$ que aparece publicado por la National Canners Association Research Laboratories (1968) y de la carta o gráfico de ρ también publicado por la mismos Laboratorios de Investigación de la Asociación Norteamericana.
- **Identificación de las variables dependientes e independientes**
Para el nomograma la variable dependiente se trata de f_h/U , las cuales se encuentran en el eje de las ordenadas y para la variable independiente se trata del valor de $\log g$ en el eje de las abscisas tal como aparece publicado en National Canners Association Research Laboratories (1968).

Se determinan los modelos matemáticos y se obtienen sus coeficientes de determinación (R^2).

Para los modelos matemáticos de la carta o gráfica de los valores “ ρ ” se leen valores “ ρ ” respecto a ciertos valores de $\log g$ en la carta o gráfica publicada en la literatura mencionada arriba. Se determinan los modelos matemáticos y se obtienen sus coeficientes de determinación (R^2).

- **Comparación de los valores leídos y los valores obtenidos por modelos matemáticos**

Por último, se hace una comparación entre los resultados de los modelos matemáticos logrados y los valores leídos a partir del nomograma y a partir de la carta o gráfica. En los modelos matemáticos se reemplaza el valor de $\log g$ para lograr los resultados respectivos. Conociendo los resultados leídos a partir del nomograma para $m + g = 130^\circ\text{F}$ y de la carta o gráfica de los valores “ ρ ” y la Determinación de modelos matemáticos para la determinación de parámetros de penetración de calor para curva quebrada f_h/U y ρ_s de los modelos matemáticos se calcula el porcentaje de error absoluto.

4.2. Resultados y discusión

Para poder calcular el tiempo de proceso adecuado para garantizar la inocuidad del alimento envasado en envases de vidrio es necesario el cálculo de los parámetros de penetración de calor para curva quebrada (f_h/U y ρ para $m + g = 130^\circ\text{F}$). Lo que se ha realizado es leer el nomograma para $m + g = 130^\circ\text{F}$ (usado para vidrio) publicado por la National Canners Association Research Laboratories (1968). Los valores leídos a partir del nomograma para $m + g = 130^\circ\text{F}$ no suelen ser precisos debido a

que dependen de la habilidad del lector o usuario del nomograma. Para evitar posibles errores se elaboraron modelos matemáticos a partir del nomograma para $m + g = 130^{\circ}\text{F}$. Estos modelos se realizaron para valores de $z = 16^{\circ}\text{F}$ para alimentos ácidos cuyo microorganismo de referencia es el *Paenibacillus macerans* (Lindsay et al., 2022; Sadiq et al., 2016; André et al., 2013) y $z = 18^{\circ}\text{F}$ para alimentos de baja acidez cuyo microorganismo de referencia es el *Clostridium botulinum* (Brasca et al., 2022; Membré et al., 2015).

Los valores de las lecturas de f_h/U a distintos valores de $\log g$ fueron adquiridos a partir del nomograma para $m + g = 130^{\circ}\text{F}$. Al realizar pruebas de ajustes o pronósticos con f_h/U versus $\log g$, no se logra un buen ajuste, así que se prueba los valores $\log f_h/U$ versus $\log g$. Para realizar las pruebas de ajuste se usó el software CurveExpert Professional (versión 2.6.5, Hyams Development) (Toorani y Golmakani, 2022; Rojas-Ocampo et al., 2021). Los mejores modelos logrados para alimentos envasados en vidrio ($m + g = 130^{\circ}\text{F}$) para $z = 16^{\circ}\text{F}$ y $z = 18^{\circ}\text{F}$ son los modelos racionales tal como se muestra en la ecuación siguiente:

$$y = \frac{a_1 + a_2 \cdot x}{1 + a_3 \cdot x + a_4 \cdot x^2} \quad [4.1]$$

En la Tabla 1.1 se aprecian los valores de las constantes y variables correspondientes a la ecuación [4.1].

Tabla 1.1. Valores basados en la definición de las variables x e y y de las constantes de la ecuación [4.1]

	$m + g = 130^{\circ}\text{F}$	
	$z = 16^{\circ}\text{F}$	$z = 18^{\circ}\text{F}$
y	$\log f_h/U$	$\log f_h/U$
x	$\log g$	$\log g$
a_1	0,143737738	0,10883808
a_2	0,466084797	0,442877231

a_3	-0,433898837	-0,445060365
a_4	-0,031508647	-0,022525834
R^2	0,999988506	0,999964858
Rango de error absoluto (%)	0,0089-0,8023	0,0144-1,3069

Si en la ecuación [4.1] cambiáramos el valor “g” por el valor “g_{bh}” se usarían para las curvas de calentamiento quebradas. También para el cálculo del tiempo de proceso térmico de una curva de calentamiento quebrada se requiere el valor “ρ” (simbolizado por la letra griega rho). Para realizar el ajuste de log g_{bh} versus ρ se recurre al software CurveExpert Professional tal como lo recomienda algunos autores como Oliveira et al. (2021). A partir de los valores calculados a partir de una media del nomograma m + g = 130°F que se usa cuando se procesa en envases de vidrio se obtienen expresiones matemáticas para el valor “ρ” a un valor z = 16°F y a un valor z = 18°F que se usan para calcular o determinar el tiempo de proceso. Estas expresiones matemáticas se usan solamente cuando se tiene curva de calentamiento quebrada. Los mejores modelos matemáticos obtenidos para alimentos envasados en vidrio (m + g = 130°F) para z = 16°F y z = 18°F son los modelos DR-Multietapa-3 tal como se muestra en la ecuación siguiente:

$$y = a_0 + (1 - a_0) \left[1 - e^{-a_1 \cdot x - a_2 \cdot x^2 - a_3 \cdot x^3} \right] \quad [4.2]$$

Tabla 1.2. Valores basados en la definición de las variables x e y y de las constantes de la ecuación [4.2].

	m + g = 130°F	
	z = 16°F	z = 18°F
y	ρ	ρ
x	log g _{bh}	log g _{bh}
b ₀	0,890045798	0,885098898
b ₁	-0,901154692	-0,891402146
b ₂	-0,340082036	-0,372739336
b ₃	0,127160162	0,171920072

R ²	0,99999914	0,999996059
Rango de error absoluto (%)	0,0005-0,0169	0,0011-0,0369

De la comparación entre las lecturas del nomograma $m + g = 130^{\circ}\text{F}$ y los valores obtenidos por los modelos matemáticos se puede apreciar tanto en las Tablas 1.1 y 1.2 que el rango de error absoluto es muy bajo menor al 1.31%. Por lo tanto, se puede considerar que los modelos matemáticos logrados permiten sustituir al uso del nomograma para $m + g = 130^{\circ}\text{F}$ que es el nomograma que se usa cuando se procesan conservas en vidrio (Stumbo, 1973).

4.3. Conclusiones

- Los modelos matemáticos para la determinación de f_h/U a un valor $z = 16^{\circ}\text{F}$ y a un valor $z = 18^{\circ}\text{F}$ son modelos racionales logrando coeficientes de determinación de 0,999988506 y 0,999964858 respectivamente.
- Los modelos matemáticos para la determinación de los valores ρ a un valor $z = 16^{\circ}\text{F}$ y a un valor $z = 18^{\circ}\text{F}$ son modelos DR-Multietapa-3 obteniendo coeficientes de determinación de 0,99999914 y 0,999996059 respectivamente.
- El porcentaje de error absoluto medio entre los valores leídos por el nomograma $m + g = 130^{\circ}\text{F}$ y los obtenidos por los modelos matemáticos para el caso de f_h/U con valor $z = 16^{\circ}\text{F}$ están en el rango de 0,0089-0,8023%, para valor $z = 18^{\circ}\text{F}$ están en el rango de 0,0144-1,3069%; para el caso de ρ para una $z = 16^{\circ}\text{F}$ están en el rango de 0,0005-0,0169%, para $z = 18^{\circ}\text{F}$ en el rango de 0,0011-0,0369%.

Bibliografía

- National Canners Association Research Laboratories. (1968). Laboratory manual for food canners and processors. Microbiology and processing. Avi Publishing Co Inc.
- André, S., Zuber, F., & Remize, F. (2013). Thermophilic spore-forming bacteria isolated from spoiled canned food and their heat resistance. Results of a French ten-year survey. *International Journal of Food Microbiology*, 165(2), 134–143. doi:10.1016/j.ijfoodmicro.2013.04.019
- Sadiq, F. A., Li, Y., Liu, T., Flint, S., Zhang, G., Yuan, L., Pei, Z., & He, G. (2016). The heat resistance and spoilage potential of aerobic mesophilic and thermophilic spore forming bacteria isolated from Chinese milk powders. *International Journal of Food Microbiology*, 238, 193–201. doi:10.1016/j.ijfoodmicro.2016.09.009
- Lindsay, D., Collin, R., & van Hekezen, R. (2022). Microorganisms in milk powders. *Encyclopedia of Dairy Sciences*, 329–337. doi:10.1016/b978-0-08-100596-5.22974-0
- Brasca, M., Morandi, S., & Silveti, T. (2022). Clostridium spp. *Encyclopedia of Dairy Sciences*, 431–438. doi:10.1016/b978-0-08-100596-5.22989-2
- Membré, J.-M., Diao, M., Thorin, C., Cordier, G., Zuber, F., & André, S. (2015). Risk assessment of proteolytic Clostridium botulinum in canned foie gras. *International Journal of Food Microbiology*, 210, 62–72. doi:10.1016/j.ijfoodmicro.2015.06.002
- Rojas-Ocampo, E., Torrejón-Valqui, L., Muñoz-Astecker, L. D., Medina-Mendoza, M., Mori-Mestanza, D., & Castro-Alayo, E. M. (2021). Antioxidant capacity, total phenolic content and phenolic compounds of pulp and bagasse of four Peruvian berries. *Heliyon*, 7(8), e07787. doi:10.1016/j.heliyon.2021.e07787

-
- Toorani, M. R., & Golmakani, M.-T. (2022). Effect of triacylglycerol structure on the antioxidant activity of γ -oryzanol. *Food Chemistry*, 370, 130974. doi:10.1016/j.foodchem.2021.130974
 - Oliveira, A. C. L. de, Renato, N. dos S., Martins, M. A., Mendonça, I. M. de, Moraes, C. A., & Resende, M. de O. (2021). Modeling for estimating and optimizing the energy potential of animal manure and sewage in small and medium-sized farms. *Journal of Cleaner Production*, 319, 128562. doi:10.1016/j.jclepro.2021.128562
 - Stumbo, C.R. (1973). *Thermobacteriology in food processing*. Second edition. Academic Press.



William Rolando Miranda-Zamora

Universidad Nacional de Frontera

<https://orcid.org/0000-0002-0829-2568>

wmiranda@unf.edu.pe

Investigador CONCYTEC. Profesor Asociado de la UNF, Sullana, Piura, Perú. Exprofesor de la Universidad Nacional de Piura. Doctor en Ingeniería Industrial (UNP), Maestro en Agricultura Sostenible (UNP), Ingeniero Agroindustrial e Industrias Alimentarias (UNP) y Estudios de Maestría en Tecnología de Alimentos (UNALM). Con gran trayectoria en investigación en el área de la ingeniería de los alimentos con énfasis en el tratamiento térmico.



Diana Lastenia Espinoza Valdiviezo

Universidad Nacional de Frontera

<https://orcid.org/0000-0003-4866-0035>

dianaespinozaveld@gmail.com

Bachiller en Ingeniería de Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional de Frontera. Preparada para enfrentar retos profesionales, con sólidos y modernos conocimientos técnicos, gran capacidad de creatividad, adaptación, iniciativa y energía para proponer y establecer objetivos innovadores que promuevan el cambio y el crecimiento. Proactiva y con gran facilidad para las relaciones interpersonales.



Hans Himbler Minchán Velayarce

Universidad Nacional de Jaén

<https://orcid.org/0000-0001-9033-9734>

hans_minchan@unj.edu.pe

Ingeniero en Industrias Alimentarias (UNPRG), Magister en Agronegocios (Universidad AUSTRAL), Exprofesor de la Universidad Nacional de Frontera, Sullana (UNF). Docente Auxiliar adscrito a la Facultad de Ingeniería de Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional de Jaén (UNJ). Investigador principal y coinvestigador en proyectos del Programa Nacional de Innovación en Pesca y Acuicultura. Con amplia experiencia en investigación en el área de Ciencia y Tecnología de los Alimentos.



Juan de Dios Mendoza Seclén

Universidad Nacional de Jaén

<https://orcid.org/0000-0002-5096-4604>

juan.mendoza@unj.edu.pe

Ingeniero en Industrias Alimentarias (UNAS), Magister en Proyectos de Inversión (UNPRG), Ex docente de la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo, Lambayeque. Docente Auxiliar adscrito a la Facultad de Ingeniería de Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional de Jaén (UNJ). Con amplia experiencia en el área de Panificación Industrial, Ciencia y Tecnología de los Alimentos.



Jeimis Royler Yalta Meza

Universidad Nacional de Jaén

<https://orcid.org/0000-0003-2791-4593>

jryalta@gmail.com

Ingeniero Agroindustrial (UNTRM) con estudios de posgrado en Agronegocios (UBA), especialista en gestión pública e inspección sanitaria de alimentos. Docente extraordinario de la Facultad de Ingeniería de Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional de Jaén (UNJ). Amplia experiencia en el diseño y ejecución de trabajos de investigación básica y aplicada, formulación de proyectos inversión pública.



Leandro Alonso Vallejos More

Universidad Nacional de Frontera

<https://orcid.org/0000-0003-1871-6456>

lvallejosm@unf.edu.pe

Master en Dirección de Empresas en la Escuela de Dirección de PAD (UDEP) y certificado por IESE Business School España. Ingeniero Agroindustrial e Industrias Alimentarias (UNP). Investigador Concytec con publicaciones en revistas indexadas Scopus. Con capacitaciones internacionales por el Tecnológico de Monterrey y el PMESUT certificado por LAPSAU afiliado con la Harvard University. Experiencia en procesos industriales, procesamiento e interpretación de índices de gestión de calidad.



David Roberto Ricse Reyes

Universidad Nacional de Frontera

<https://orcid.org/0000-0002-2172-0379>

dricse@unf.edu.pe

Ingeniero Químico, egresado de la Universidad Nacional de Piura, Magister en Ingeniería Ambiental y Seguridad Industrial, con experiencia en el sector educación, Pesquero, Agroindustrial y Minero, Realizando Trabajos de Docencia, Lixiviación de Oro, ensayos al Fuego de Plata y Oro, Recuperación de Polimetales, Fabricación de Sustancias Químicas, Control de Calidad, Análisis Químico, Operatividad de Equipos de Absorción Atómica y Calibración de Equipos Menores. Actualmente me desempeño en la Universidad Nacional de Frontera, como Director (e) del Departamento de la Facultad de Ingeniería de Industrias Alimentarias y Director(e) del Centro Preuniversitario de la Universidad Nacional de Frontera de Sullana.

