

Manual de laboratorio cervecero:

TRADUCCION: BREWING WITHOUT THE BLINDFOLD™

Índice:

Descripción de los métodos usados en cervecería

2. Técnicas de limpieza
2. Rápido y sucio “Film test” para cerveza embotellada
2. Examinar al microscopio
2. Detectar Bacterias, Levaduras salvajes, y pequeños mutantes con medios selectivos
3. Simple test para identificar bacterias
- 3 Contaje de células y determinando el “pitching rate”

Protocolos

4. Donde y cuando tomar la muestra
4. Recogiendo muestras
4. Frotis
5. Test de estabilidad del mosto
5. Preparar el medio (placas de Petri)
6. Sembrando las muestras directamente
6. Sembrando por filtración
7. Catalasa y Oxidasa Test
8. Tinción de Gram
8. Rascando placas para aislar colonias
9. Recolectando y almacenando levaduras
10. Contaje de células

Referencia

11. Tabla de bacterias cerveceras
 12. Referencia rápida
 13. Glosario
 14. Herramientas de laboratorio
-

Descripción general de los métodos microbiológicos usados en la cervecería

Técnicas asépticas.

La capacidad de transferir cultivos sin contaminarlos es imperativo para una buena microbiología:

- Las manos deben estar limpias, y la zona de trabajo también. Usa un 5% de solución desinfectante.
- Usa vasos y líquidos estériles (15psi de presión por 15 min en la hoyo a presión)
- Esteriliza herramientas de traspaso (sumerge en alcohol 70% o flaméalo)
- Mantén alejadas las corrientes o la caída de aire.

Rápido y sucio “Film test” para cerveza embotellada

El producto embotellado, puede ser revisado a groso modo de una forma sencilla. Lo siguiente no es deseable:

- Anillos de suciedad en el cuello de la botella
- Turbidez en alguna parte del cuerpo de la botella
- Residuos en el fondo de cervezas filtradas
- Excesiva espuma al abrir botellas refrigeradas. Geiser

Olores y sabores, también son síntomas no deseables, aunque en este punto ya es demasiado tarde...

Examinar al microscopio

Para levaduras, examinar a 40x y tomar nota del porcentaje de viabilidad

Para bacterias, examinar a 100x (oil immersion) y tomar nota de si las células son alargadas (bacilos) o redondas (cocos), el tamaño aproximado en micrones, la reacción GRAM

El microscopio tiene un uso limitado, y no es útil para detectar bajos niveles de contaminación en el mosto, estárter o la cerveza. Si eres capaz de ver algunos microbios al microscopio, es que la contaminación es altísima. También hay que tener en cuenta que las levaduras salvajes son iguales en la mayoría de los casos a las levaduras “legítimas”. Las pequeñas mutaciones tampoco.

Detectar diferentes cepas de levaduras “legítimas”

Si se utilizan diferentes levaduras en la cervecería, es posible que se desee saber si en algún momento ha existido una mezcla de las mismas. Para esto se cultivarán las muestras en placas de Petri y se incubaran durante 5-7 días con la idea de identificar diferentes tipos de colonias. Cualquier diferencia entre estas (color, tamaño, formas...etc) son indicadores de diferentes tipos de cepas.

Detectar Bacterias, Levaduras salvajes, y pequeños mutantes con medios selectivos

Si eres capaz de identificar el tipo de bacteria que ha contaminado tu equipo, estarás mejor preparado para deshacerte del mismo. En un medio de cultivo no selectivo, (como el mosto con agar) las colonias de levaduras son relativamente grandes, opacas , blanquecinas y parecidas a la cera, mientras que las colonias de bacterias son más pequeñas, más transparentes y más parecidas a gotas de aceite. Esto está bien saberlo, pero necesitaremos un medio más selectivo para identificar de forma más específica.

Los siguientes medios selectivos son recomendables para los grupos básicos de contaminantes de cerveza:

brewing bacteria – SDA (LMDA)

wild yeast – LCSM and LWYM

Cada uno de estos medios es fácil de usar, y nos permite enumerar (contando el número de contaminantes en la muestra) y diferenciar (conociendo las formas de las colonias) que es más de lo que se puede hacer con la mayoría de los medios de cultivo disponibles.

Test simple para identificar bacterias

Realiza las siguientes observaciones de la colonia antes de realizar una tinción o cualquier otro test:

- Olor (vinagre, podrido, sulfuro, afrutado)
- Producción de ácido (aureola que rodea la colonia, con cambio de color y/o medio mas claro)
- Color, tamaño, textura y forma de la colonia

Una vez realizada estas observaciones, determina:

- Las reacciones catalasa y oxidasa
- Las tinciones de GRAM

La tinción de GRAM consigue encontrar diferencias por las reacciones de las membranas de las células. Todas las bacterias se dividen en dos categorías: Gram positivas (adquieren tinte violeta y se vuelven azules) y Gram negativas (adquieren el tinte safranina y se ponen rosa) .

Las levaduras son Gram-Positivo (azul) . Con toda esta información verifica en la tabla (Table of Brewing Bacteria) la identidad de la bacteria.

Contaje de células y determinando el “pitching rate”

Un hemacytometer (o cámara Neubauer) es esencial para contar células y determinar cuántas hay en el barrillo de levadura. El número de células contadas dentro de las células elegidas, determina los millones/ml contenidos. Este número se compara con el número de células necesario para una buena fermentación.

Protocolos

Protocolo: Donde y cuando tomar las muestras

Muestra	Frecuencia	Cantidad	Contaminantes	Tolerancia
Suministro de Agua	1/semana	100ml filtrado	enteric, molds	<10 cfu
Mosto	Cada vez	1.0 ml	enteric, acetic & lactic, wild	<10 cfu; 0 cfu wild
Inoculo de levadura	Cada vez	1.0 ml	enteric, acetic & lactic, wild	<10 cfu; 0 cfu wild
Cerveza dia 1 y 2	Cada vez	1.0 ml	enteric, acetic & lactic, wild	<10 cfu; 0 cfu wild
Cerveza dia 3-5	Cada vez	1.0 ml	acetic & lactic, wild	<10 cfu; 0 cfu wild
storage tank	3 semanas	1.0 ml	acetic & lactic	<10 cfu
finishing tank	3 semanas	1.0 ml	lactic	<10 cfu
bottling tank	1/mes	100ml filtrado	lactic	<10 cfu
Cerveza embotellada	Cada batch	100ml filtrado	acetic & lactic	<10 cfu
Superficies CIP	Cada vez	Frotis	-	

NOTA: cfu = colony-forming units, o el número de colonias que han crecido en la muestra (placa Petri)

Protocolo: Tomando las muestras

Equipo

70% Etanol o alcohol de limpieza (isopropilico)

Tubo de ensayo estéril

Procedimiento

- ✓ Lavar las manos a conciencia
- ✓ Limpiar superficies implicadas como válvulas con alcohol y flamear.
- ✓ No desatapar el tubo hasta justo antes de tomar la muestra
- ✓ No tocar con ninguna superficie el interior del tubo o del tapón.
- ✓ Si es posible, derramar la muestra directamente al tubo, sin utilizar ningún utensilio (tubo, embudo...etc)
- ✓ No sobrellenar y evitar derramamientos.
- ✓ Poner el tapón lo antes posible.

Protocolo: Frotis

Equipo

Tubo de frotis estéril (escobillones estériles, hisopo)

Procedimiento

- ✓ Lavar las manos a conciencia
- ✓ Quitar el tapón y no tocar con ninguna superficie el interior del tubo o del tapón.
- ✓ Realizar un frotamiento del área a testear. Gira y frota firmemente la escobilla.
- ✓ Inmediatamente pon la escobilla en el tubo, pon el tapón y etiqueta la muestra

Notas: Las muestras recogidas en escobillones estériles, pueden ser testeadas frotando directamente estas contra el medio de cultivo (placa Petri) o añadiendo 10 mml de mosto al tubo de frotis y manteniendo este a temperatura de incubación (30°C) por tres días (ver protocolo "test de estabilidad del mosto")

Protocolo: Test de estabilidad del mosto

Equipo

70% Etanol o alcohol de limpieza (isopropilico)

Tubo de ensayo estéril

Procedimiento

- ✓ Lavar las manos a conciencia
- ✓ Limpiar superficies implicadas como válvulas con alcohol y flamear.
- ✓ No desatapar el tubo hasta justo antes de tomar la muestra
- ✓ No tocar con ninguna superficie el interior del tubo o del tapón.
- ✓ Si es posible, verter el mosto enfriado y aireado directamente en el tubo sin utilizar utensilios. Llenar hasta la mitad
- ✓ No sobrellenar y evitar derramamientos.
- ✓ Poner el tapón lo antes posible.
- ✓ Mantener la muestra a temperatura de incubación (30°C) durante tres días.

Notas: *Este test determina si hay organismos presentes en el mosto sin determinar cuáles en concreto. Si después de tres días de incubación el mosto se mantiene claro y transparente y sin burbujas, significa que no contiene organismos contaminantes. Turbiedad, burbujas, o gas saliente al abrir el tapón, indican que hay organismos vivos en nuestro mosto, por lo que tus protocolos de limpieza son inadecuados (o tus utensilios estériles han sido expuestos y contaminados).*

Protocolo: Preparando las placas de Petri

Equipo

Solución desinfectante (lejía) al 5%

Placas de Petri estériles

Medio de cultivo estéril preparado

Rotulador

Procedimiento

- ✓ Prepara el medio de cultivo acorde con las instrucciones del fabricante
- ✓ Lavar las manos a conciencia
- ✓ Limpiar superficies de trabajo con la solución desinfectante.
- ✓ Indica la fecha bajo las placas con el rotulador.
- ✓ Deja que el medio de cultivo se enfríe hasta una temperatura en la que lo puedas tocar. (50°C aprox)
- ✓ Remueve ligeramente para mantener a flote algún componente insoluble del medio
- ✓ Vierte 15ml (7ml en los pequeños) directamente en cada placa (5mm grueso aprox). Eleva la superficie lo justo para permitir el vertido.
- ✓ Déjalo reposar hasta que quede sólido.
- ✓ Invierte y almacena las placas en bolsas limpias refrigeradas.

Notas: *Verter el medio de cultivo mientras aún está caliente, provoca condensación, y esto incrementa el riesgo de contaminación.*

Puedes examinar si tienes alguna contaminación después de 48 h de incubación en un área cálida (~86°F/30°C).

Wort-Agar (en lugar de un medio comercial) = 30ml de mosto, 70ml agua, 2g agar; esterilizar durante 15 min a 15psi

Protocolo: Inoculando las muestras

Los medios solidos son generalmente usados para testear la pureza de muestras liquidas, como mosto, barrillo y cerveza embotellada. Es muy importante que las placas no estén contaminadas con nada que no sea el líquido que quieres testear, por lo que preocúpate de almacenarlas refrigeradas y boca abajo en una bolsa limpia hasta que decidas usarlas.

Equipo

Starsan o solución desinfectante (lejía) al 5%

Placas de Petri con medio de cultivo

Pipetas estériles

Caja de plástico

Procedimiento

- ✓ Escoge un área de trabajo cerrada, libre de corrientes de aire o de zonas con polvo.
- ✓ Limpia la zona de trabajo con una solución desinfectante
- ✓ Lavar las manos a conciencia
- ✓ Inspecciona cada placa por si hubiera contaminación; etiqueta con la fecha, nombre de la muestra, sitio y tamaño de la misma.
- ✓ Muestra Líquida: vierte la muestra sobre el medio usando una pipeta estéril. Extiende suavemente sobre toda la superficie sin arañar y rápidamente tapa la muestra.
- ✓ Muestra por frotis: Restriega el hisopo por todo el medio de cultivo, gíralo por todos los lados, exponiendo toda la superficie. Tapa inmediatamente.
- ✓ Limpia una caja de plástico con Starsan u otra solución desinfectante. Coloca las placas dentro (boca abajo) y ponlas a incubar en un sitio cálido. (~86°F/30°C) durante 3 días
- ✓ No envuelvas ni selles las placas de ninguna manera.

Protocolo: Inoculando las muestras por filtración

Si la muestra es demasiado grande para ser inoculada directamente (>1.0ml), filtrarla será necesario. El propósito de la filtración es atrapar el mayor número de organismos, haciendo pasar el líquido a través de un filtro. Este filtro es colocado directamente sobre el medio de cultivo

Equipo:

Starsan u otra solución desinfectante (lejía al 5%)

Alcohol al 70%

Quemador

Bomba de vacío

Aparato de filtración estéril

Filtros estériles de 0.45µ

Pinzas, Placas de Petri

Caja de plástico

Procedimiento:

- ✓ Escoge un área de trabajo cerrada, libre de corrientes de aire o de zonas con polvo.
- ✓ Limpia la zona de trabajo con una solución desinfectante
- ✓ Lavar las manos a conciencia
- ✓ Inspecciona cada placa por si hubiera contaminación; etiqueta con la fecha, nombre de la muestra, sitio y tamaño de la misma.
- ✓ Sumerge las pinzas en alcohol y flamélas hasta que se apague sola la llama
- ✓ Coloca el filtro con las pinzas en el aparato de filtración
- ✓ Flamea la boca del recipiente que contiene la muestra, y añade 100ml al aparato de filtración.
- ✓ Tapa el aparato y conecta el aspirador por debajo. Extrae la muestra completa por debajo y a través del filtro
- ✓ Esteriliza las pinzas otras vez, y recoge el filtro₁
- ✓ Coloca el filtro cara al agar de una placa de Petri, y asegúrate que toda la superficie del filtro está en contacto con el medio de cultivo.
- ✓ Para filtrar otra muestra, limpia el aparato de filtración con un spray de alcohol y coloca otro filtro.
- ✓ Limpia una caja de plástico con Starsan u otra solución desinfectante. Coloca las placas dentro (boca abajo) y ponlas a incubar en un sitio cálido. (~86°F/30°C) durante 3 días
- ✓ No envuelvas ni selles las placas de ninguna manera.

Notas: **1.** Si se va a filtrar otra muestra, desmonta el aparato y rocía el interior de la parte superior del receptáculo con alcohol; vaciar mediante succión. Esterilizar pinzas y poner filtro nuevo en su lugar. Repita el procedimiento de filtración.

Protocolo: Catalase & Oxidase Tests

Equipo:

Peróxido de Hidrogeno al 3% (Agua oxigenada normal)

Portaobjetos de cristal

oxidase “dry slides”

Procedimiento: Catalase Test

Añade una pequeña gota de agua oxigenada sobre la colonia que queramos testear, o sobre una gota de líquido (en el portaobjetos) que contenga la bacteria. Si aparecen muchas burbujas, el resultado es positivo.

Procedimiento: Oxidase Test (<https://www.youtube.com/watch?v=XCT1NJbZIm0>)

Extrae un poco de la colonia a testear sobre un oxidase “dry slides”₁. Si en un par de minutos la bacteria se vuelve muy oscura “morada” el test es positivo.

NOTA: Oxidase “dry slide” son papeles blancos que vienen con un reactivo indicador de oxidasa. Puedes utilizar estos o añadir el reactivo oxidasa a filtros normales.

La prueba hace uso de discos impregnados con el reactivo N,n,n,n-tetrametil-p-fenilendiamina (o TMFD) o N,N-Dimetil-p-fenilendiamina (o DMFD)

Protocolo: Tinción de Gram

Equipo

Microscopio 100x objetivo

Aceite de inmersión

Porta-objetos

Kit de Tinción de Gram

Procedimiento

Pon una gota de agua en un portaobjetos, y con el gancho de siembra esterilizado y enfriado pon un poco de bacteria en el agua₁. “Lava” el gancho en la gota de agua, y unta este para que las bacterias queden en suspensión en una zona del tamaño de un guisante. Deja secar al aire. Coloca el portaobjetos sobre la llama (3 pulgadas aprox) durante 4 segundos, esto matará y fijará los organismos al portaobjetos. Deja que se enfríe.

Embadurna el portaobjetos con el tinte *Crystal violet*₂, y deja que actúe por 1 min.

Enjuaga, y a continuación haz lo mismo con el tinte *iodine mordant*₃. Deja actuar 3 min y escúrrelo colocando el portaobjetos vertical hasta que el producto deje de gotear₅

Embadurna de nuevo la muestra con *safranin counterstain*₄ y deja actuar durante 1 min.

Enjuaga abundantemente con agua y permite que se seque.

Examina bajo el microscopio usando aceite de inmersión y objetivo 100x. Bacterias Gram+ son azules y bacterias Gram- son rojas o rosas.

Notas:

- 1. Añadir demasiada cantidad, hará muy espesa la mezcla y muy difícil una buena coloración. La cantidad apropiada será un ligero puntito de material en la punta del gancho.*
- 2. azul violeta, cristal violeta o violeta de genciana*
- 3. Lugol*
- 4. Safranina (también llamada Safranina O o rojo básico 2) o fucsina básica*
- 5. Este es el paso más crítico. Si continuamente obtienes un resultado Gram- o resultados variables para una bacteria que sabes es Gram+, seguramente estás sobre inundando la muestra. Resultados Gram+ sobre bacterias Gram- pueden ser resultado de una muestra muy densa.*

Protocolo: Técnica de aislamiento por agotamiento por estría

Equipo

Agua estéril o solución salina para lentillas.

Wort-Agar¹ en placa de Petri.

Cultivo de levadura

Procedimiento

- ✓ Pon tres gotas de agua estéril cercanas entre ellas y al borde de la placa.
- ✓ Coge un poco del cultivo (barrillo o colonias) con el gancho de inoculación.
- ✓ Sumerge el gancho sobre la primera gota y disuelve la muestra sobre esta.
- ✓ Flamea y enfría el gancho.
- ✓ Coge una muestra de la primera gota (“film”) con el gancho y pásala a la segunda. Disuelve la muestra. Flamea y enfría el gancho.

- ✓ Coge una muestra de la segunda gota ("film") con el gancho y pásala a la tercera. Disuelve la muestra. Flamea y enfría el gancho.
- ✓ Coge una muestra de la tercera gota ("film") y restriega el gancho haciendo zig-zag por el resto de la placa (evitando las gotas claro)

Notas:

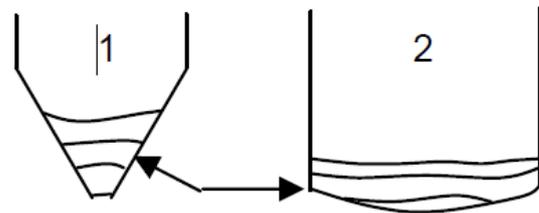
Wort-Agar (en lugar de un medio comercial) = 30ml de mosto, 70ml agua, 2g agar; esterilizar durante 15 min a 15psi



Protocolo: Recolección y almacenamiento de levadura.

Equipo

- Etanol al 70% o alcohol de limpieza.
- Desinfectante (Starsan en spray)
- Contenedor para el barrillo
- Agua fría
- Mosto estéril



Procedimiento

- ✓ Esteriliza las válvulas con alcohol y flaméalas. Sanitiza cualquier manguera, utensilio o contenedor que vayas a usar.
- ✓ Recolecta la capa intermedia de levadura en el contenedor de la siguiente manera, desechando las capas del fondo y de la superficie acumulada en el fermentador:
 - ₁CILINDROCONICOS requieren drenar el trub del fondo hasta que aparezca levadura con buen color y buena consistencia.
 - ₂PLANOS o redondeados, requieren una recolección manual con cuchara. (Las capas se pueden mezclar si se recolectara por la válvula)
- ✓ Acidifica 100 ml de agua hasta un PH de 3 usando un ácido de grado alimentario. Por cada galón de levadura a ser tratada, añade 2ml de Cloruro Sodico₁ al agua acidificada. (Aprox. 1ml por cada 2 litros).
- ✓ Cuando el preparado se vuelva amarillo pálido (aprox. 15min) añádelo al barrillo, mezclándolo bien. Permite que se asiente durante un mínimo de 30 min (mayor tiempo asegura una mejor efectividad).

Puedes usar la levadura una vez tratada o añadir una cantidad igual de mosto estéril para almacenarla a 1°C hasta un máximo de dos semanas.

Si se almacena, test de viabilidad, contaje de células y contaminaciones antes de inocular.

Protocolo: Contaje de células

Equipo

Microscopio con objetivo 40X
Azul de metileno diluido al 1% en agua
Hemocytometer y cubre objetos. Seco y limpio

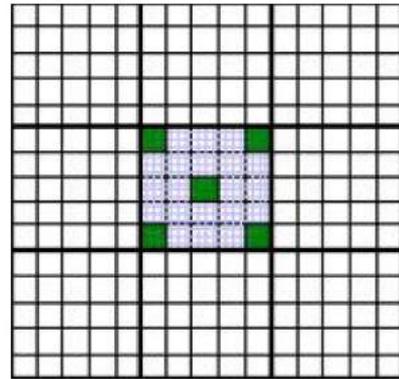
Tinción

- ✓ Prepara algunos ml de una disolución ligeramente turbia con levadura en suspensión. Toma notas de las disoluciones¹ preparadas.
- ✓ Tinta la disolución con azul de metileno, una gota cada vez, hasta que la muestra esté azul cobalto. Agita hasta que el color sea uniforme y deja reposar 1 minuto.
- ✓ Pon una muestra en la cámara siguiendo las instrucciones del Hemocytometer.

Ver bajo el microscopio a 40x; Células azules no son viables y las claras si lo son.

Contaje

- ✓ Localiza el recuadro central que está dividido en 25 cuadrados. Cada uno de estos contiene un patrón de cuadrícula de 4x4
- ✓ Cuenta el número total de células viables en 5 de estos cuadrados usando el patrón mostrado en el dibujo.



Calcular la tasa de inoculación (pitching-rate)

¿Cuánta LEVADURA TIENES?

Densidad del barrillo: ____ células contadas en 5 recuadros x 50.000 x tasa de disolución = ____ millones de células/ml
Volumen del barrillo: ____ gal x 3800 gal = ____ ml (cada galon son 3,8 litros, 3800 ml)
Total Células disponibles: ____ millones cells/ml x ____ ml = ____ Células disponibles

¿CUANTAS CELULAS REQUIERE TU MOSTO?

Pitch Rate: ____ °P x 1 million cells/ml = ____ million cells/ml (1 millon de cell/ml por cada grado plato)
Volumen del mosto: ____ bbl x 31gal/bbl x 3800ml/gal = ____ ml (cada barril, tiene 31 galones)
Total Células requeridas: ____ millones cells/ml x ____ ml = ____ Células requeridas

Notas:

¹¿Confundido con cómo hacer y calcular la tasa de disolución? Considerando una disolución de 1:10, el número a la izquierda de los dos puntos es el volumen (digamos ml) con el que empiezas, y el de la derecha con el que terminas. Un barrillo muy denso, puede necesitar una disolución de 1:100, digamos 1 ml de barrillo en 99 ml de agua, para poder ser contado. Hay otra forma de conseguir una disolución de 1:100. Puedes añadir 1ml de levadura en 9ml de agua, y mezclar 1ml de esto en otros 9ml de agua fresca. En otras palabras, dos disoluciones de 1:10 en serie, equivalen a una simple 1:100.

De igual forma, 3 disoluciones 1:10 en serie, equivalen a 1:1000. La tasa de disolución, equivale al producto de los números a la derecha de los dos puntos. Por ejemplo, una disolución de 1:10 seguida de otra 1:4 equivale a una disolución 1:40, y la tasa es 40

² Excluir las células y brotes de dos de cualquiera de los cuatro bordes de los 5 recuadros.

Tabla de Bacterias cerveceras

GENUS	GRAM	ACID	CATALASE	OXIDASE
Acetic Acid Bacteria (penetrante, vinagre) 				
Acetobacter	-	+	+	-
Acidomonas	-	+	+	+
Enteric Bacteria (podrido, sulfuroso) 				
Citrobacter	-	-	+	-
Enterobacter	-	-	+	-
Hafnia	-	-	+	-
Klebsiella	-	-	+	-
Obesumbacterium	-	-	+	+
Lactic Acid Bacteria (penetrante y frutal)				
Lactobacillus 	+	+	-	-
Pediococcus 	+	+	-	-
Otras Bacterias				
Megasphaera 	-	+	+	-
Pectinatus 	-	-	-	-
Zymomonas 	-	-	+	-

Acetobacter, Acidomonas **Acetic Acid Bacteria**

De material vegetal
Encontrado en el mosto y a veces en la cerveza embotellada
contribuye a sabores de vinagre y sidra

Citrobacter, Enterobacter, Hafnia, Klebsiella, Obesumbacterium **Enteric Bacteria**

Del agua, el suelo o material vegetal
Encontrado en el mosto, en tempranas fases de la fermentación
Enterobacter and *Citrobacter* mueren a pH 4.4 y 2% alcohol, las otras no
Contribuyen a alcoholes fusels, compuestos azufrados, fenólicos y diacetilo

Lactobacillus, Pediococcus **Lactic Acid Bacteria**

De la cascara del grano
Encontrado en todo el proceso de elaboración
Contribuye con sabores agrios y ácidos, diacetilo

Megasphaera, Pectinatus, Zymomonas **Other Bacteria**

Rara vez se encuentra
Los orígenes varían
Encontrada en áreas con poco oxígeno, como el sistema de CO₂
Zymomonas toleran hasta 10% alcohol
Contribuyen con compuestos azufrados, acetaldehído

Referencia rápida

- Oxygenation del mosto

La tasa de oxigenación del mosto, varía con el volumen, la densidad y el tiempo de aplicación. En general, 8-10ppm de oxígeno disuelto es lo deseado para mostos de densidad estándar. Si oxigenamos online con oxígeno puro durante una hora
1,4 LPM (litros por minuto) por cada 10bbl (barriles) de mosto:

10ppm = 10mg/L = 117,800mg/10bbl

1.4mg O₂ = 1ml O₂

117,800mg O₂ = 84,142ml O₂ = 84.1L O₂

84.1L of O₂ durante 1 hour = 1.4L durante 1 minute

- Tiempo de esterilización vs temperatura

El sistema (no recirculación de líquido) debe permanecer a 71°C durante 45 min

170°F (77°C) durante 30 minutos

180°F (82°C) durante 25 minutos

- Conversiones

l = litro

hl = hectolitro

bbl = beer barrel

3.8 l / gal

100 l / hl

118 l / bbl

31 gal / bbl

°C = 5/9 (°F - 32)

°F = (9/5 °C) + 32

° Plato = % sugar = ¼ (últimos dos dígitos de la lectura de la gravedad específica)

5° Plato = 5% sugar = 1.020 sg

OE = original extract, ° Plato AE = apparent extract, ° Plato RE = real extract, ° Plato

% alcohol por peso = 0.42 (OE - AE)

% alcohol por peso = 0.52 (OE - RE)

% alcohol por peso = 2.22 (RE - AE)

% alcohol por peso = (% alcohol por peso x gravedad específica de cerveza) / 0.791

Glosario

Aerobico: un organismo que necesita oxígeno para sobrevivir (morirán sin aire)

Anaerobico: organismo que no necesita oxígeno para sobrevivir (obligate anaerobes morirán si se exponen al aire, mientras que facultative anaerobes pueden crecer con y sin aire)

Aséptico: limpio y sin infecciones

Contaminante: termino que se refiere a cualquier organismo que aporta características indeseables; que es “malo” en un tipo de elaboración, aunque puede ser intencionado en otras.

Inocular: introducir un organismo a un entorno estéril intencionadamente o no.

Morfología: forma o apariencia

Petite mutante: una levadura con una deficiencia respiratoria, causante de crecimiento lento y pequeñas colonias.

Cepas: Subespecie o “raza” de *Saccharomyces cerevisiae*: Todas las cepas de elaboración de cerveza pertenecen a esta especie.

Viabilidad: Porcentaje de células vivas en una población; no confundir con vitalidad, la cual se refiere a la actividad metabólica o vigor de las células vivas

Levadura salvaje: indeseable, sin domesticar, o no apta para elaboración de cerveza.